# BOLETIM DA SOCIEDADE BROTERIANA

FUNDADO EM 1880 PELO DR. JÙLIO HENRIQUES

**PUBLICAÇÃO DO INSTITUTO BOTÂNICO DA UNIVERSIDADE DE COIMBRA**

**VOL. XI—II SÉRIE**






1936

Composição e impressão da Oficina de
José de Oliveira Júnior — Alcobaça

# ÍNDICE

PÁG.

BANCROFT, HELEN — Contribuïções para o conhecimento da flora de África. I. New angolan species of *Monotes*. . . . . . . . . 43

EXELL, A. W. e MENDONÇA, F. A. — Contribuïções para o conhecimento da flora de África. II. Novas espécies da flora de Angola . 46

FERNANDES, ABÍLIO — La mixoploïdie chez *Narcissus reflexus* Brot. . 27

—— Les satellites chez les Narcisses. II. Les satellites pendant la mitose 87

—— Sur la cariologie de *Welwitschia mirabilis* Hook. f. . . . . . . 267

GONÇALVES DA CUNHA, A. — Uredíneas de Portugal . . . . . . 169

HEITZ, EMIL und RESENDE, FLÁVIO — Zur Methodik der Pollenkorn- -und Pollenschlauchuntersuchung . . . . . . . . . . . . 5

PRIMO, S. DA COSTA — Action du progynon sur la germination et l'allongement des racines . . . . . . . . . . . . . . . 147

SAMPAIO, GONÇALO — Iberis de Portugal. . . . . . . . . . . 17

TABORDA DE MORAIS, ARTUR — Estudos nas aveias. I. As aveias portuguesas da secção *Euavena* Griseb. . . . . . . . . . . . 49

—— Notas sôbre a flora portuguesa . . . . . . . . . . . . 153

# ZUR METHODIK DER POLLENKORN- UND POLLENSCHLAUCHUNTERSUCHUNG

*von*

**EMIL HEITZ und FLÁVIO RESENDE**
(HAMBURG)

*Eingegangen am 1. Dezember 1935.*

WÄHREND die Carminessigsäure nach SCHNEIDER (der Zusatz von Eisen nach BELLING bedeutet keine wesentliche Abänderung des ursprünglichen Verfahrens) immer ausgiebiger zur Untersuchung sämtlicher Phasen der Reduktionsteilung in den Antheren mit Erfolg angewandt wird, lassen sich die Verhältnisse im ausgebildeten Pollenkorn auf diese Weise nicht oder nur in seltenen Fällen ermitteln. Seit 1930 gebraucht der Ältere von uns hierfür bei Kursen mit bestem Erfolg die Kochmethode (HEITZ 1926) oder die Heissmethode (HEITZ 1932, S. 576). Im Folgenden sollen einige Belege beigebracht und ferner gezeigt werden, wie man mit der zweitgenannten Methode auch Pollenschläuche untersuchen kann.

## I. Vorgang

Durch Zerquetschen von ausgewachsenen, noch geschlossenen oder schon geöffneten Antheren werden in einem kleinen Tropfen Carminessigsäure möglichst viele Pollenkörner gebracht, sodass diese dicht aneinander liegen. Nach dem Auflegen des Deckglases erhitzt man zunächst bis gerade eben zum Sieden (Heissmethode) und untersucht nach dem Erkalten des Objektträgers. Sind die Kerne nicht zu erkennen, so wird das Präparat vorsichtig aber kräftig unter Zusatz der verdampfenden Carminessigsäure aufgekocht.

Zur Untersuchung der Pollenschläuche sät man den Pollen in der üblichen Weise unter Beachtung der für jedes Ojekt besonderen Bedingungen (vgl. S. 11) auf

einem Objektträger aus, gibt nach erfolgter Keimung in dem gewünschten Stadium einen Tropfen Carminessigsäure dazu und erhitzt vorsichtig nach Auflegen des Deckglases eben bis zum Sieden.

## II. Pollenkörner

Gegen 100 Vertreter aus folgenden Familien und Gattungen wurden untersucht:

Monokotylen:

*Araceeae: Anthurium*
*Commelinaceae: Tradescantia*
*Liliaceae: Lilium, Aloe, Gasteria, Haworthia, Aprica, Ornithogalum, Eucomis*
*Amaryllidaceae: Clivia*
*Bromeliaceae: Tillandsia, Billbergia, Achmaea*
*Musaceae: Strelitzia*

Dikotylen:

*Ranunculaceae: Helleborus*
*Cruciferae: Alyssum, Nasturtium, Capsella*
*Rosaceae: Rosa*
*Leguminosae: Accacia, Cytisus, Albizzia, Carmichaelia, Genista*
*Crassulaceae: Cotyledon*
*Geraniaceae: Pelargonium*
*Rutaceae: Barosma, Choysia*
*Polygalaceae: Polygala*
*Euphorbiaceae: Codiaeum*
*Balsaminaceae: Impatiens*
*Malvaceae: Abutilon*
*Passifloraceae: Passiflora*
*Begoniaceae: Begonia*
*Opuntiaceae: Rhipsalis*
*Melastomataceae: Medinilla*
*Ericaceae: Maleania*
*Gesneraceae: Streptocarpus, Koeleria, Columnea, Saintpaulia*
*Acanthaceae: Thunbergia, Beloperame, Strobilanthes, Aphelandra*

*Verbenaceae: Clerodendron*
*Labiatae: Westringia, Trichostigma, Phlomis*
*Myoporaceae: Oftia*
*Rubiaceae: Luculia, Ixora*
*Cucurbitaceae: Bryonia*
*Campanulaceae: Centropogon*
*Compositae: Gazania, Gaillardia, Rudbeckia, Rhodante*

Von diesen Vertretern konnten nur bei folgenden die Kerne mit der Kochmethode hauptsächlich wegen der in zu grosser Menge vorhandenen Reservestoffe nicht sichtbar gemacht werden:

*Billbergia, Albizzia, Polygala, Streptocarpus, Thunbergia, Strobilanthes, Westringia.*

Hier wurde ebenfalls ohne Erfolg die Nuklealreaktion angewandt (Sie fällt natürlich bei den Kernen auch dieser



Abb. 1. *Eucomis punctatus.* Pollenkorn aus geöffneter Blüte mit amöboidem, vegetativen und generativen Kern und Zelle. Homogen. Imm. $\frac{1}{12}$, komp. Ok. 6.

Pflanzen positiv aus, aber die dicht gelagerten Reservestoffe machen einen Einblick in das Pollenkorn unmöglich).

Besonders geeignet sind die grosskernigen *Liliaceen* und *Amaryllidaceen.* Hier, wie bei vielen *Dikotylen,* hebt sich auch die generative Zelle sehr klar ab. Besonders schöne Präparat geben, um nur einige wenige Beispiele zu nennen, *Aloe, Gasteria* und *Haworthia*-Arten, *Clivia miniata* (1), *Eucomis punctatus* (Abb. 1), *Ornithogalum-*

Anm. 1. Bei *Clivia miniata* vurde der generative Kern (auch in jungen, noch nicht ausgewachsenen Blüten) immer in Prophase gefunden. Vielleicht liegt eine — etwas frühere — Übergangsstufe zu 3 kernigen Pollenkörnern vor (vgl. *Impatiens*).

-Arten. Bei *Eucomis punctatus* ist in geschlossenen Blüten der vegetative Kern wie üblich rund-oval, in geöffneten

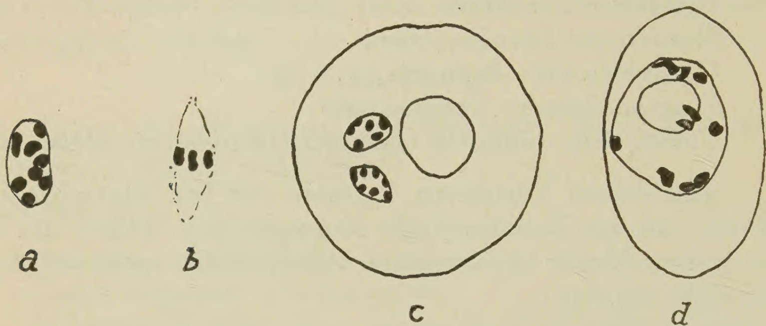



Abb. 2. a-c *Alyssum argenteum;* a) generativer Kern mit den 8 Prochromosomen; b) Metaphase des generativen Kerns; c) Pollenkorn mit zwei generativen und dem Nukleolus des vegetativen Kerns (Abgrenzung des letzteren nicht sichtbar); d) *Bryonia dioica,* generative *Zelle* mit Kern und den 10 Prochromosomen kurz nach der Entstehung. Vergr. wie Abb. 1.

schön gelappt, der generative durch die zahlreichen Chromocentren besonders auffallend.

Liegen Pflanzen mit Prochromosomen vor, so sind sie,

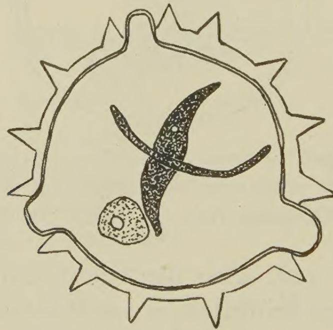


Abb. 3. *Rudbeckia spec.* Pollenkorn. Vergr. wie Abb. 1.

wie zu erwarten, in der haploiden Zahl vorhanden (z. B. *Bryonia dioica, Alyssum argenteum* —Abb. 2—, *Impatiens parviflora* und *Balsaminae* — Abb. 4 u. 6). Weil diese beiden Arten besonders für Kurszwecke geeignet sind, wird weiter unten noch auf sie zurückzukommen sein.

Schöne Präparate von Pollenkörnern mit zwei generativen Kernen erhält man z. B. von *Alyssum argentum*

(Abb. 2 c) ferner besonders bei grosskernigen *Compositen* wie *Rhodante Manglesii, Gaillardia pulchella,* und *Rudbeckia*-Arten (Abb. 3). Die Abbildung scheint eine Keimung zu zeigen; in Wirklichkeit handelt es sich aber um infolge

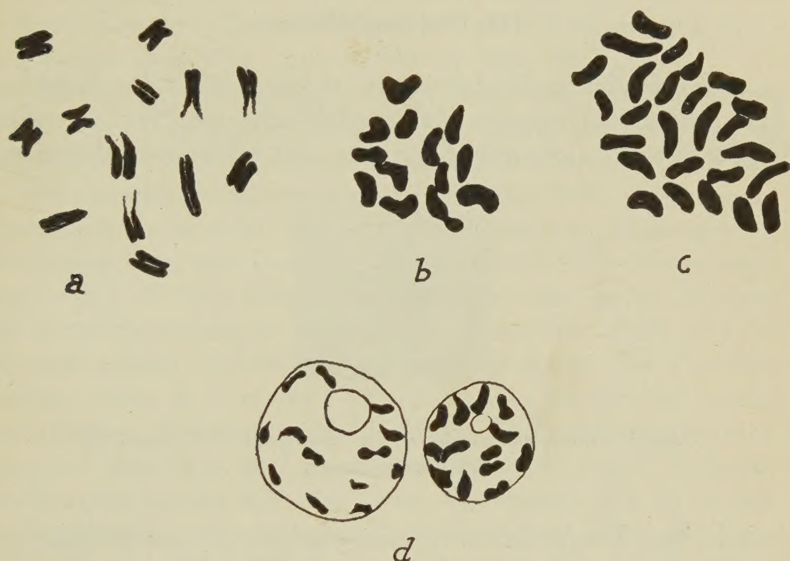



Abb. 4. *Impatiens parviflora*; a) spät, erste Prophase im Pollenkorn; b) Metaphase; c) Metaphase aus Wurzel; d) vegetativer und generativer Kern (rechts) mit je 13 Prochromosomen kurz nach der Teilung. Apochromat. 120 fach, komp. Ok. 12.

des Kochens aus den Keimporen hervortretendes Plasma.

Hier sei eine Berichtigung über die Chromosomenzahl von *Impatiens parviflora* angefügt. In der Literatur finden sich drei verschieden Angaben: 10-11 (HEITZ 1926), 10 (SCHÜRHOFF 1931), 12 (WULFF 1934). Wie die obenerwähnte Abbildung des generativen und vegetativen Kernes zeigt, sind in beiden 13 Prochromosomen zu zählen. Um ganz sicher zu gehen, wurden auch die ersten Prophasen und Metaphasen in Pollenkorn untersucht (Abb. 4 a, b) und einwandfrei 13 Chromosomen ermittelt, was durch die Photographie belegt sei (Abb. 5). In Mitosen der Wurzel wurden entsprechend 26 Chromosomen gefunden (Abb. 4 c). Schliesslich sammelten wir noch Material aus dem

Düsterbrooker Gehölz in Kiel um dem Einwand zu begegnen, dass bei WULFF, dessen Pflanzen von dort stammten, eine andere Rasse vorgelegen habe. Doch auch diese Pflanzen besitzen haploid 13 Chromosomen.

### III. Pollenschläuche

Man findet in der Literatur immer wieder die Angabe, dass sich die gekeimten Pollenschläuche im Narben- oder Griffelgewebe nicht oder doch nur sehr schlecht nachweisen



Abb. 5. *Impatiens parviflora*, erst Metaphase im Pollenkorn; 13 Chromosomen.

lassen. Bei *Tradescantia virginica* gelang es uns wenigstens im Narbengewebe (Griffel aus voll geöffneten Blüten entnommen) einzelne Pollenschläuche mit dem eingewanderten vegetativen und generativen Kern sichtbar zu machen. Man erhitzt zu diesem Zweck vorsichtig bis eben zum Kochen. Bei einigem Suchen wird man sicher noch andere Pflanzen finden, die geeignet oder noch günstiger sind.

Wenn auch das Verfahren von TRANKOWSKY (1931), Fixierung und Färbung von Pollenschläuchen mit den üblichen Mitteln aber auf dem Keimungssubstrat und Objektträger sehr schöne Resultate gibt, so kann man doch alleine durch vorsichtiges Erhitzen oder nur Erwärmen mit Carminessigsäure, ohne dass die Schläuche platzen, die Kern sehr schön sichtbar machen. Jedenfalls ist aber die Verwendung der Heissmethode viel bequemer. Das gilt besonders beim Vergleich mit der Nuklealreaktion, die WULFF (1933) wohl erstmals für Pollenschläuche gebraucht hat. Während bei Anwendung der Nuklealreak-

tion, wie auch WULFF angibt, beim Übertragen in die Einzelmedien ziemlich viel Schläuche verloren gehen, ist das bei Verwendung der Heissmethode nicht der Fall, da man den auf einem Objektträger befindlichen Agar, auf welchem die Pollenkörner gekeimt sind, nur mit einem kleinen Tropfen Carminessigsäure zu bedecken und dann mit einem Deckglas abzuschliessen braucht.

Besonders eingehend haben wir die Keimung bei *Impatiens Balsaminae* untersucht. Diese Pflanze ist in mehrfacher Hinsicht ein ganz ausgezeichnetes Kursobjekt. 1) Die diploide, verhältnismässig niedrige Zahl der kurzen, aber doch nicht allzu kleinen Chromosomen, lässt sich in Wurzelspitzen mit Leichtigkeit (Koch und Heissmethode) feststellen. 2) Die Pflanze ist zugleich ein gutes Beispiel für Prochromosomen, also für in derselben Zahl wie die Chromosomen vorkommenen Chromocentren. Ihr Vorhandensein wird in derselben Wurzel etwas hinter der meristematischen Zone untersucht. 3) Die Pollenkörner keimen gut und reichlich in Leitungswasser, 2,5 %iger Rohrzuckerlösung, beides mit oder ohne Agarzusatz (1). 4) In den Pollenkörnern wie in 1 bis 1 $\frac{1}{2}$ Stunden alten Pollenschläuchen befindet sich der generative Kern, also *sehr lange* und unverhältnissmässig früh, *in der Metaphase,* sodass die Demonstration der haploiden Chromosomenzahl hier im Vergleich zur Wurzel besonders leicht fällt und ohne dass nach der Reduktionsteilung (die bei *Impatiens* für Kurszwecke ungeeignet ist) gesucht zu werden braucht.

Die Verhältnisse im Pollenkorn und bei der Keimung sind folgende: Entnimmt man ausgewachsenen, geschlossenen oder geöffneten Blüten Pollen, so findet man immer ausser dem vegetativen Kern die sieben Chromosomen des generativen Kerns in metaphasischer Spaltung (Abb. 6a

---

Anm. 1. Die Pollenkörner keimten gut auf dem von WULFF verwendeten Substrat: 0,5 % Agar, 2,5 % Rohrzucker, Leitungswasser und aq. dest. zu gleichen Teilen gemischt. Sie keimten aber ebenso gut und vollständig z. B. in derselben Lösung ohne Agar und auf Agar ohne Rohrzucker. Auch in Leitungswasser allein war die Keimung gut. Für die vorzunehmende Färbung ist es aber zweckmässig den Pollen auf Agar festzulegen.

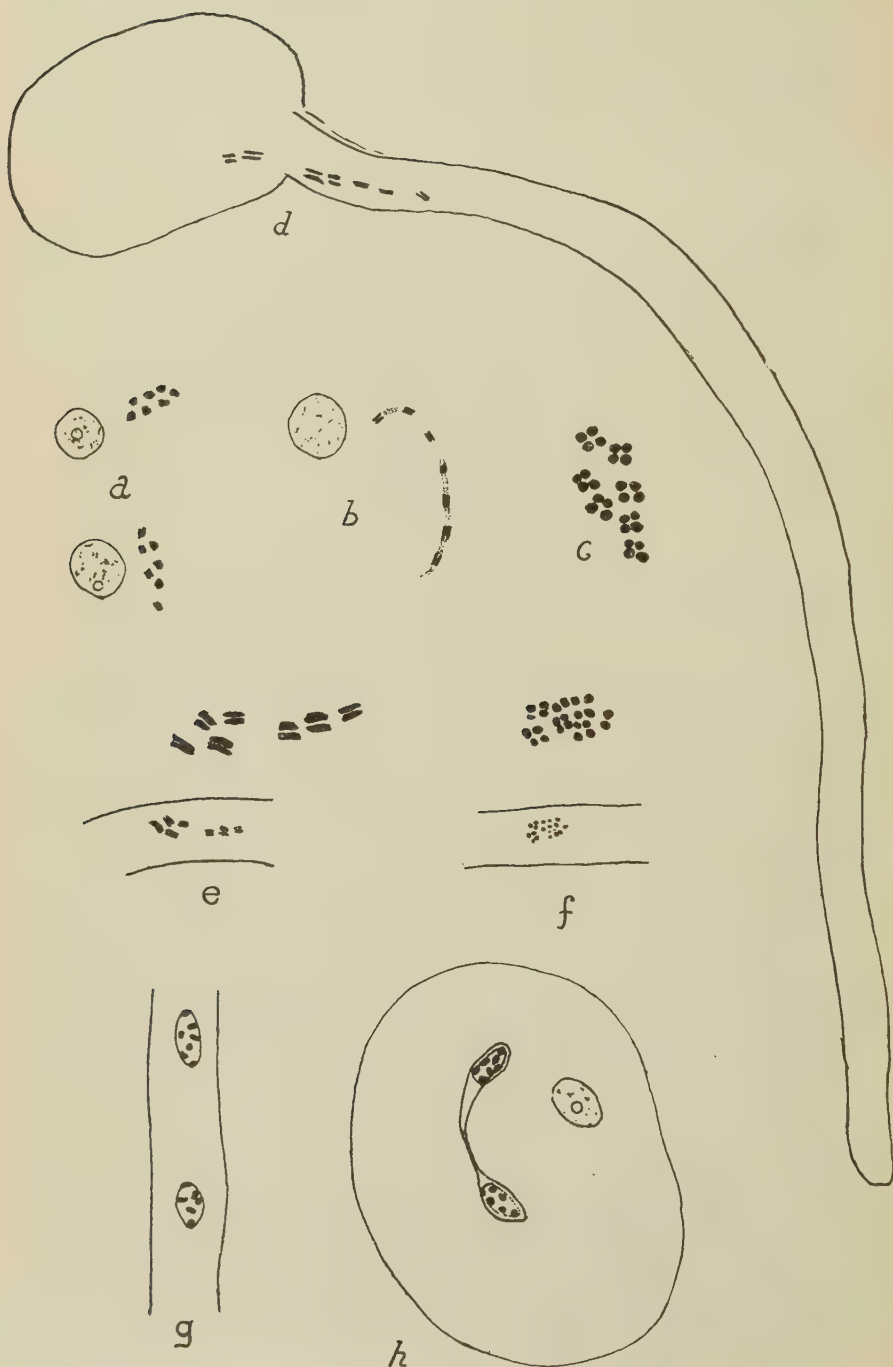



Abb. 6. *Impatiens Balsaminae.* a) vegetativer Kern und Metaphase des generativen

und c) (1). Eine halbe Stund nach der Aussaat findet man das in Abb. 6 wiedergegebene Bild.



Abb. 7. *Impatiens Balsaminae.* 3 kerniges Pollenkorn, das ausnahmsweise gekeimt hat mit den 3 in den Schlauch eingewanderten Kernen. Homog. Imm. $\frac{1}{12}$ Compens. Ok. 6.

Beim Beginn der Keimung schon wird die generative Zelle so schmal, dass die Chromosomen in eine Reihe zu

---

Anm. 1. Entsprechend WULFF und im Gegensatz zu SCHÜRHOFF haben wir bei *Impatiens parviflora* keine Spaltung im Pollenkorn festgestellt. (Es liegen aber nicht einfach wie man zunächst glauben könnte Chromocentren vor, denn einmal fehlt der Nukleolus, wie schon SCHÜRHOFF angibt, und ferner kann man in jüngeren Pollenkörnern Prophasen («Zerstäubungsstadien») nachweisen. Bei *Impatiens Balsaminae* dagegen haben wir schon im Pollenkorn die Spaltung einwandfrei beobachtet (Abb. 6 a); manchmal ist die kinetische Einschnürung sehr deutlich zu sehen, sodass infolge der Gleichschenkeligkeit und der Kürze der Chromosomen Tetraden — ähnliche Bilder vorkommen (Abb. 6 c).

---

aus 2 Pollenkörern; b) dansselbe beim Beginn der Keimung; c) Metaphase im Pollenkorn, die Chromosomen zeigen die akinetische Einschnürung und Längsspaltung; d) Pollenkorn mit Schlauch $1/2$ Stunde nach der Aussaat; Einwanderung der Metaphase; e) Metaphase im Pollenschlauch 1 St. 40 Min. nach Aussaat; f) Meta-Anaphase; g) die beiden generativen Kerne, 3 $\frac{1}{2}$ Stunden nach Aussaat; h) Pollenkorn mit generativer Zelle und geteiltern generativen Kern aber ungekeimt. Homogen. Imm. $\frac{1}{12}$; *a, b, e* und *f* unten, *g, h* comp. Okular 6; *c, e* und *f* oben, Comp. Okular 12.

liegen kommen und das Zellplasma nur noch zwischen ihnen erkannt werden kann. Nach 1 bis 2 Stunden beginnt, bereits weit in den Scblauch eingewandert, die Anaphase (Abb. 6 f).

WULFF fand in ausgesäten Pollen von *I. parviflora* auf einigen Objektträgern ausschliesslich dreikernige Pollenkörner und glaubt dass es sich hierbei um eine Alterserscheinung handelt. Auch wir fanden, allerdings nur hier

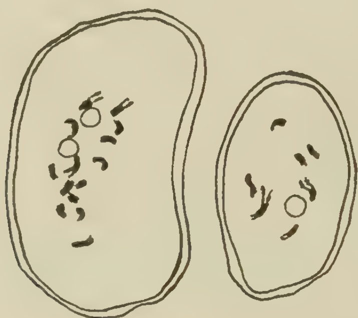


Abb. 8. *Impatiens firmula*, diploides und haploides Pollenkorn; erst Prophase. Vergr. wie Abb. 1.

und da, bei *I. Balsaminae* unter den ausgesäten Körnern dreikernige. Wir haben daraufhin sehr viele und besonders alte Blüten genau nach dreikernigen Pollenkörnern durchsucht, aber hier nie ein einziges gefunden. Es kann sich also bei *I. Balsaminae* nicht um eine Alterserscheinung handeln. Wir vermuteten, dass die Dreikernigkeit vom Keimungsmedium abhinge, aber weder durch Änderung der Zucker-noch der Agarkonzentration konnte die Prozentzahl der dreikernigen geändert werden. Da wir nun feststellten, dass die dreikernigen Körner nur in den allerseltensten Fällen keimten (ein solcher Fall ist in Abb. 7 dargestellt), wurde angenommen, dass man durch Zusatz von Wuchsstoffen den Prozentsatz von dreikernigen herabdrücken könnte. Denn im Gegensatz zur Teilung des Kerns unterbleibt ja das Wachstum der Zelle. Es gelang jedoch nicht einwandfrei die Zahl der dreikernigen

ungekeimten durch Zusatz von Pollinienwuchsstoff in verschiedenen Conzentrationen zu vermindern.

Zum Schluss sei noch eine an der ebenfalls 7-chromosomigen *Impatiens firmula* (1) gemachte Beobachtung angefügt. Hier wurden neben haploiden sehr viele diploide Pollenkörner gefunden (Abb. 8).

## LITERATURVERZEICHNIS:

HEITZ, E. (1926). Der Nachweis der Chromosomen. *Zeitschr. f. Bot.* 18, 625-681.

—— (1932). Die Herkunft der Chromocentren. *Planta*, Bd. 18, H. 3.

SCHÜRHOFF, P. N. (1931). Die Haploidgeneration der Balsaminaceen u. ihre Bedeutung für die Systematik. *Englers bot. Jahrb.*, 64, 324-256.

TRANKOWSKY, D. A. (1931). Zytologische Beobachtungen über die Entwicklung der Pollenschläuche einiger Angiospermen. *Planta*, 12, 1-18.

WULFF, H. D. (1933). Beiträge zur Kenntnis des männlichen Gametophyten der Angiospermen. *Planta*, 21, 12-50.

—— (1934). Untersuchungen an Pollenkörnern u. Pollenschläuchen von *Impatiens parviflora*.

---

Anm. 1. Auch *Impatiens tricornis* hat 7 Chromosomen.

# IBERIS DE PORTUGAL

*por*

GONÇALO SAMPAIO

SÃO pouco numerosas as Iberis da flora portuguesa e, no entanto, o seu conhecimento sistemático tem andado até hoje num lamentável estado de confusão e de incerteza. Reconhecendo isto, empreendi há cêrca de seis anos uma revisão cuidada destas nossas plantas, feita sôbre o abundante material de estudo que se encontra incluído nas colecções universitárias do Pôrto, de Coímbra e de Lisboa.

Não foi muito demorado o meu trabalho; mas, por várias circunstâncias, entre as quais devo mencionar alguma falta de tempo e, sobretudo, um certo descuido da minha parte, só agora me determinei a ordenar e a redigir definitivamente os resultados dessa revisão.

Reduzo a 4 espécies, apenas, as formas espontâneas das nossas Iberis: a *Ib. conferta* Lag., a *Ib. odorata* Lin., a *Ib. linifólia* Loefl. e a *Ib. contracta* Pers., que são tôdas muito bem definidas e claramente distintas. E como da justeza da nomenclatura empregada também me não resta a menor dúvida, resulta que julgo agora o problema das Iberis portuguesas suficientemente aclarado.

Muito agradeço aos meus presados amigos Dr. Rui Teles Palhinha, professor de botânica na Universidade de Lisboa, e Dr. Luís W. Carrisso, professor da mesma ciência na Universidade de Coímbra, a boa-vontade com que me forneceram, para exame e para consulta, todos os exemplares de Iberis existentes nos institutos botânicos que respectivamente dirigem. Do Dr. Carlos Pau e do insigne micologista já falecido Dr. Romualdo González Fragoso também recebi diferentes amostras das Iberis espanholas,

algumas das quais preciosas para o meu trabalho. Ao primeiro envio de Portugal um abraço de gratidão; à memória do segundo deixo consignada aqui a sentida expressão do meu profundo respeito.

## GEN. IBERIS LIN.

Crucíferas erváceas ou lenhosas, com fôlhas inteiras, dentadas ou pinatífidas, alternas ou radicais; flores em cachos ou corimbos umbeliformes; cálice de sepalas iguais na base e corola com as pétalas inteiras, sendo as duas externas maiores que as duas outras, tôdas brancas, lìlacíneas ou róseas; estames de filetes não alados nem denticulados; silículas achatadas, oblongas, ovais, ou suborbiculares, deïscentes pelo meio das faces em duas válvulas, quási sempre aladas, principalmente no cimo, onde são mais ou menos chanfradas, com estilete alongado ou curto, inserto no meio do chanfro; sementes 2, uma em cada lóculo da silícula, pendentes e desprovidas de asas. Espécies portuguesas:

1. **Iberis conferta** Lag. (1805). Planta baixa, com cêpa um pouco lenhosa e dividida em ramos curtos, terminados por densas rosetas de fôlhas estreitas, sublanceoladas, ínteiras e glabras; flores pequenas, inodoras e dispostas em corimbos umbeliformes, no cimo de hastes nuas, que se inserem por baixo dessas rosetas; silículas glabras, em cacho mais ou menos alongado, não ou pouco distintamente aladas, elíticas e emarginadas, com estilete curto. Per. ou viv. 6-7. Serra da Estrêla, nos altos: Cântaros (Ferreira da Fonseca, 7-1884); Cântaro-Gôrdo (Welwitsch, 8-1848); Fraga-da-Cruz (R. da Cunha, 7-1882).

A planta deve encontrar-se já florida pelos fins de Maio, porque os exemplares colhidos em Julho e Agosto já têm as silículas caídas, ou abertas e desprovidas de sementes.

2. **Iberis odorata** Lin. (1753). Planta ervácea ou, raras vezes, um pouco sublenhosa na base, de caule simples ou ramoso, pilosa ou piloso-sètulosa, com fôlhas pequenas e

estreitas, pinatífidas pelo menos no cimo, ou inteiras; flores brancas ou laivadas de róseo, em corimbos umbeliformes, tendo as radiantes as duas pétalas externas com o dôbro do comprimento do cálice; silículas com os lóbulos apicais mais longos que o estilete. An. ou bisan. 3-6.

raç. **pectinata** nob.; *Ib. pectinata* Bois. (1842) + *Ib. Bourgaei* Bois. (1853); *Ib. hírtula* Welw. in berb. — Difere do tipo específico principalmente por ter as pétalas externas das flores radiantes cêrca de 4 vezes mais longas que o cálice e, nalguns casos, pelas silículas providas de brancos pêlos vesiculoso-tuberculiformes. Beira-mar, desde Milfontes até perto de Sagres; entre Milfontes e Santo André, freqüente (Welwitsch, 5-1848); Cabo-de-S. Vicente (A. Moler, 5-1888; G. Sampaio, 4-1915); entre o Cabo-de-S. Vicente e Sagres (R. Palhinha, 3-1915); próximo de Sagres (A. Moler, 6-1887).

Comparei numerosos exemplares da *Ib. pectinata* Bois., tanto de Portugal como da Espanha, com autênticos exemplares gregos da *Ib. odorata* Lin., verificando que dos caracteres com que Boissier separou a sua planta da espécie lineana só se mantem constante, na *Ib. pectinata*, o constituído pelo muito maior desenvolvimento das pétalas exteriores das umbelas. Todos ou outros variam muito, de lugar para lugar e, na mesma colónia, até de indivíduo para indivíduo. Assim é que a pubescência aparece freqüentemente igual entre a *Ib. pectinata* e a *Ib. odorata*, podendo aquela ter, como esta, os caules erectos ou difusos, as fôlhas também divididas só no cimo (e às vezes inteiras), as silículas glabras e os estiletes igualmente mais curtos que os lóbulos siliculares. As duas plantas, de resto, possuem o mesmo aspecto e só divergem fundamentalmente pelos caracteres diferenciais acima apontados.

Nestas condições, portanto, julgo que a *Ib. pectinata* Bois. não pode ser considerada mais do que uma simples raça ou variedade da *I. odorata* Lin.

Quanto à *Ib. Bourgaei* Bois., definida sobretudo pelas silículas providas de pequenos e brancos pêlos vesiculoso-tuberculiformes, devo confirmar que não passa, realmente, de uma forma inconstante da *Ib. pectinata*, forma cujos indivíduos aparecem às vezes em mistura com indivíduos a que faltam êsses pêlos, como consegui verificar em espécimes de Milfontes e como observei, há anos, no Cabo-de-S. Vicente.

Eis a descrição da *Ib. pectinata* feita sôbre exemplares portugueses: Planta anual ou bisanual, mais ou menos hirto-pilosa, de raiz delgada e proporcionalmente comprida, uni ou pluricaule; caules erectos ou remontantes, erváceos ou sublenhosos na base, simples ou ramosos no cimo, com 3-17 centímetros de comprido; fôlhas carnósulas, pinatífidas ou pinadentadas, às vezes as do cimo lineares e inteiras, obtusas; flores brancas, em corimbos umbeliformes, as dos bordos dos

corimbos com as pétalas exteriores muito maiores, oblongas e ràpidamente contraídas em unha estreita, glabras; sépalas geralmente laivadas de róseo no cimo e nos bordos, onde são membranosas; silículas aproximadas entre si mas não densamente apertadas, glabras ou raríssimas vezes com pêlos vesiculoso-tuberculosos, tendo 5 mm. de longo por 4 mm. de largo, profundamente chanfradas no cimo, com os dois lóbulos acuminados e divergentes; estilete desde mais curto até mais longo que os lóbulos da silícula.

3. **Iberis linifólia** Loefl. (1758); Brot. (1804), non Lin. (1759); (1) *Ib. Reynevalii* Bois. & Reut. (1842); *Ib. lusitanica* Jord. (1864) + *Ib. Bourgaei* Jord. (1864) (2) non Bois. (1853); *Ib. contracta* Willk. (1880); Mariz (1885); P. Cout. (1913); non Pers. (1807); *Ib. ciliata* var. *lusitanica* Samp. (1910); *Ib. Welwitschii* β *lusitanica* P. Cout. (1913); *Thlaspi Lusitanicum, umbellatum, gramineo folio, flore purpurascente* Tour. (3). Planta geralmente pluricaule, com os caules quási sempre erectos e ramificados, lenhosos, ou até suberosos, em maior ou menor extensão, às vezes só lenhosos na base, junto do colo, e suberváceos para cima; fôlhas lineares e relativamente longas, em regra muito estreitas e

(1) Também com o nome de *Ib. linifolia* foi descrita por Linneu, em 1759, uma Iberis francesa que Garidel havia mencionado e figurado («Hist. plant. d'Aix», 459, tab. 105.) sob a designação tournefortiana de *Thlaspi Lusitanicum, umbellatum, gramineo folio, flore purpurascente*.

Conta Garidel que mostrou a sua planta a Tournefort e que êste lhe disse que era a citada por êle em Portugal, com aquela designação. Mas o célebre autor das «Institutiones Rei Herbariae» enganou-se, porque as duas Iberis — a nossa e a da França — são na realidade bem diferentes, como todos sabem.

Ora, pois que o binome *Ib. linifolia* só pode ser usado para a planta espânica a que originalmente foi aplicado por Loefling, em 1758, haverá que adoptar-se para a espécie francesa, de Garidel, o nome de *Ib. leptophylla*, estabelecido por Jordan em 1864.

(2) A *Ib. Bourgaei* Jord., estabelecida sôbre exemplares colhidos por Bourgeau em Cerros de Guttaron, e a *Ib. lusitanica* Jord., vasada em espécimes colhidos nos arredores de Faro, pelo mesmo Bourgeau, não passam de meras formes instáveis de uma única espécie, a *Ib. linifolia* Loefl., separadas arbitràriamente por caracteres mínimos e, além disso, variáveis de indivíduo para indivíduo tanto numa como na outra localidade.

(3) Tournefort, no seu «Denombrement des Plants que iay trouvé en Portugal en 1689», menciona Faro entre as localidades onde encontrou o *Thlaspi lusitanicum umbellatum, gramineo folio, flore purpurascente*. Além disto, esta planta tournefortiana não pode, de modo algum, corresponder à *Ib. leptophylla* Jord., ou *Ib. linifolia* Lin., que é espécie completamente estranha à flora portuguesa.

agudas, inteiras ou com 1-3 dentículos, canaliculadas ou planas, glabras, ou ciliadas principalmente na base e nos bordos, às vezes um tanto espessas ou subcarnosas; flores em corimbos umbeliformes, sendo as do típo específico intensamente purpurinas; silículas com 5-7 mm. de longo por 4-6 mm. de largo, apertadas, ou um pouco laxas, em corimbos umbeliformes, aladas e mais ou menos chanfrado--bilobadas no cimo, com estilete longo e muito saliente do chanfro; sementes escuras e lisas. Per. ou viv. 5-7. Trás--dos-Montes, Alentejo e Algarve: Miranda, na pedreira de Santo Adrião (J. Mariz, 1888); Bragança, no Monte de S. Bartolomeu (J. Mariz 6-1897; G. Sampaio, 7-1909); Serpa (R. Palhinha e F. Mendes, 6-1914); Monchique (A. Moler, 6-1887); Lagoa (D. Sofia da Silva, 5-1886); Arredores de Faro (A. Guimarães, 5-1883; A. Moler 6-1887); Arredores de Faro, em Monte Negro (J. Peres, 5-1887). Exsic. — Fl. Lusit. Exsic. Hort. Coimb. n.º 585; Fl. Lus. Soc. Brot. n.$^{os}$ 1075 e 1075 a.

raç. **ciliolata** nob.; *Ib. contracta*, β. *ciliolata* DC (1821); *Ib. ciliata* β. *Welwitschii* Mariz (1885), non Willk (1880); *Ib. Welwitschii* P. Cout. (1913), non Bois. (1853); *Thlaspi Lusitanicum, umbellatum, gramineo folio, flore albo,* Tour. Flores não purpúreas, mas sim brancas, levemente róseas, ou liláceas, talvez um pouquinho menores; silículas sempre mais densamente apertadas no corimbo, e caules geralmente mais lenhosos. Per., 3-9. Região litoral, desde o Liz ao Mira: Pôrto de Moz, em Alcaria) (R. da Cunha, 6-1887); Montargil (S. Cortezão, 6-1883); arredores de Coruche, na herdade da Venda (H. Cayeux, 6-1907); entre Samouco e Alcochete (P. Coutinho, 1882); arredores de Lisboa, na Cova da Piedade (J. Daveau, 5-1880) e próximo da Piedade (J. Mendonça, 3-1880); Vendas Novas (O. Simões, 5-1882); Moita (R. da Cunha, 6-1882; J. Mendonça, 4-1883); Alfeite (J. Daveau, 9-1888; Gomes e Simões, 5-1916); Seixal. no pinhal da Trindade (R. da Cunha, 5-1881); entre Coina e Azeitão (Welwitsch, 6-1841); Azeitão (Welwitsch. 5-1845); Serra da Arrábida (R. Palhinha e F. Mendes, 5-1914);

Setúbal (A. Luisier, 5-1901); Setúbal, em Silha-Velha (J. Daveau, 5-1889); Milfontes, nos terrenos arenosos da Charneca (G. Sampaio, 8-1905). Exsic. — Fl. Lusit. Soc. Brot. n.º 575.

O lugar clássico da *Ibéris linifolia* Loefl. é em Cerros de Guttaron, onde Loefling a encontrou, denominando-a e caracterizando-a por forma inequívoca em 1758. Tenho em meu poder exemplares numerosos herborizados nessa localidade por diversos colectores espanhois, e reconheço, sem a menor sombra de dúvida, que também pertencem à mesma espécie os que se encontram no herbário de Willkomm com os nomes de *Ib. contracta* e *Ib. Reynevalii*, assim como os da *Ib. lusitanica* Jord. colhidas em Faro e distribuídos pela Soc. Broteriana com o n.º 1075.

Cumpre-me esclarecer que a identidade entre a planta de Cerros de Guttaron e a planta de Faro foi originalmente estabelecida por E. Bourgeau, que as colheu nas respectivas localidades, distribuindo-as depois com o mesmo nome de *Iberis contracta* Pers. ex Boiss.: a portuguesa em 1853, com o n.º 2077 das «Pl. d'Espagne et de Portugal» e a espanhola em 1854, com o n.º 2099 das «Pl. d'Espagne». Em 1864 foi que Jordan as separou indevidamente, como espécies diferentes, adscrevendo à nossa lóbulos das silículas obtusos, e à de Cerros lóbulos da silícula agudos — caracteres que são variáveis, conforme constatei em exemplares das duas estações.

Relativamente à raç. **ciliolata** nob. convém saber que De Candolle, depois de ter examinado no herbário Jussieu espécimes da planta, colhidos nos arredores de Setúbal, a descreveu em 1821 como var. β? da *Ib. contracta* Pers., com a nota seguinte: «Var. β differt foliis linearibus vix ac ne vix subdentatis basi evidenter ciliatis acutiusculis 4-5 lin. longis, pedicellis stylisque paulò brevioribus. An species propria?» (1).

Mas em 1853 Boissier cometeu um êrro deplorável com esta Iberis. Descrevendo e elevando à categoria de espécie uma forma espanhola da *Ib. ciliata* All. (1789), deu a essa forma o nome de *Ib. Welwitschii*, por pensar que lhe pertenciam uns exemplares da raç. *ciliolata* colhidos em Portugal por Welwitsch. O equívoco de Boissier torna-se bem manifesto quando se comparam os respectivos espécimes portugueses com a diagnose que êle estabeleceu da sua *Ib. Welwitschii* — que é uma planta, como confirmam as «exsiccatas» espanholas, densamente pubérula, mais ou menos canescente, com os caules menos lenhosos, as fôlhas não agudas mas sim obtusas, arredondadas no ápice, e as silículas muito menos apertadas no corimbo (2).

É inegável que a nossa Iberis tem manifestas relações com a *Ib. contracta* Pers., em que a filiou De Candolle; mas, pelo seu aspecto geral, pelos caules quási sempre erectos, e pela forma linear, muito estreita e mais ou menos acuminada das

(1) *Regn. veget. syst.*, vol. II, pág. 405.

(2) Entre os diferentes exemplares espanhois da *Ib. Welwitschii* Bois. observados por mim, conta-se o n.º 10 da 1.ª Centúria das «Series Esiccata Florae Aragonensis» de J. Pardo, que é considerado como típico.

fôlhas, aproxima-se mais da *Ib. linifolia* Loefl., chegando por vezes a tomar o aspecto de uma simples variação desta. No entanto as suas flores nunca são purpurinas, como as da *Ib. linifolia*, mas sim brancas ou róseo-liláceas (e talvez um pouquinho menores), ao mesmo tempo que tem os caules por via de regra mais lenhosos e as silículas densamente apertadas no corimbo.

Estas diferenças, à primeira vista pouco importantes, adquirem todavia um significado bastante expressivo quando se constata: 1.°, que a *Ib. linifolia* Loefl. é uma espécie largamente espalhada tanto em Espanha como em Portugal, apresentando-se constantemente sem qualquer variação na côr das suas corolas; 2.°, que a raç. *ciliolata* não é conhecida na Espanha, creio eu, e que entre nós se comporta, ao contrário da *Ib. linifolia*, como uma planta exclusivamente litoral ou sublitoral, estando confinada entre o rio Liz e o rio Mira; 3.°, que se não conhecem formas ambíguas ou de transição entre as duas Iberis, as quais, além disto, não cohabitam em qualquer lugar.

4. **Iberis contracta** Pers. (1807), non Willk. (1880); *Ib. Pruiti* Bois. & Reut. (1852) in Pug. 13; Samp. (1910); non Tin. (1817); *Ib. sempervirens* Webb (1838), non Lin. (1753); *Ib. Tenoreana* Welw. in herb.; C. Mach.; Mariz (1885), non DC. (1821); *Ib. procumbens* β. *congesta* P. Cout. (1913). Planta uni ou pluricaule, de caules geralmente ramificados, difusos, remontantes, ou decaídos, lenhosos ou lenhoso-suberosos na parte inferior, raras vezes apenas lenhosos na base; fôlhas espatuladas, subelíticas ou subovais, relativamente curtas, em regra obtusas, inteiras ou pouco dentadas, freqüentemente espessas ou carnosas; flores em corimbos umbeliformes, brancas, levemente róseas, ou lilacíneas; silículas em corimbos quási sempre muito contraídos e densos na maturação, medíocres, subovais, aladas e chanfrado-bilobadas no cimo, com estilete longo. Per. ou viv. 4-8. Desde o Cabo Mondego a Sagres: S. Martinho do Pôrto, na Pirâmide (J. Daveau, 5-1882); Serra de Minde (R. da Cunha, 7-1887); Alhandra (J. Daveau, 6-1879); Praia das Maçãs (Welwitsch, 5-1849); entre Colares e Cintra (Welwitsch, 1840; J. Daveau, 5-1890); Cintra, no alto da Serra, freqùente (Welwitsch, 5-1841); na Cruz Alta (J. dos Santos, 6-1909); no pinhal da Pena (Dr. D. S. da Silva, 6-1884); Malveira, perto da Serra de Cintra (Welwitsch, 5-1843); Cabo da Roca (J. Daveau, 6-1890); Alverca (J. Daveau, 6-1879); Poceirão (R. da Cunha, 4-1882); Cabo Espichel (A. Moler, 5-1882); entre Azoia e Lagoa de Albufeira (A. Moler, 5-1882); Cabo-de-

-S. Vicente (Welwitsch, 6-1847; J. Daveau, 4-1886; A. Moler, 5-1888; G. Sampaio, 4-1915; R. Palhinha e F. Mendes, 5-1906); entre Sagres e Cabo-de-S. Vicente (F. Mendes, 5-1918).

var. **hispánica** nob.; *Ib. Tenoreana* β. *hispanica* Lge. (1854) in Ind. haun. pag. 24; *Ib. procumbens* Lge. (1861); Mariz (1885); P. Coutinho (1913); *Ib. Pruiti* var. *Tenoreana* Samp. (1900). Caules lenhosos, ou lenhoso-suberosos só na base, ramosos e muito folhudos, difusos ou remontantes; fôlhas subcarnosas, e silículas maiúsculas, mais longas que largas, esverdeadas. Vivaz. Cabo-Mondego (E. Schmitz, 6-1856; J. Henriques, 8-1879; A. Moler, 6-1880).

var. **Palhinhae** nob.; *Ib. procumbens* Mariz in p. (1885), non Lge. (1861). Caules fortes, geralmente alongados, menos ramosos, decaídos ou remontantes, lenhosos e freqüentemente suberosos na parte inferior; fôlhas muito carnudas, quási sempre com pequeninas papilas hialinas, bem visíveis à lupa. Perene. Areais marítimos: Pinhal de Leiria, nas dunas (C. Pimentel, 8-1884; G. Fefgueiras, 6-1917); Marinha-Grande (M. Ferreira, 6-1887; C. Pimentel, 6-1885); arredores do Louriçal, no Pinhal do Urso (A. Moler, 7-1890); Istmo de Peniche (R. Palhinha e J. Barros, 6-1924); Cascais (L. Fernandes, 6-1920). Exsic. — Fl. Lusit. Exsic. Hort. Coim. n.º 1492.

De Candolle, descrevendo no vol. II do «Regn. Veget. syt.» o próprio exemplar do herbário de Jussieu sôbre o qual Persoon estabelecera em 1807 a sua *Iberis contracta*, põe (a pág. 405): «Caulis fruticosus, ad collum ramosissimus, ramis 7-8 erectis teretibus pedem sesquipedemve longis glabris, apice nudis strictis, basi ramulus brevissimos folios lateraliter gerentibus. Folia ideo in specimine quasi lateraliter fasciculata, oblonga, basi angustata, obtusa, crassiuscula, glabra, 3 lin. longa, vix lineam lata, integra aut hinc inde subdentata. Flores ignoti. Corymbi fructiferi umbellati, contractissimi. Pedicelli 3 lin. longi, strictè approximati. Styli sesquilineares.»

Vê-se claramente, por esta descrição, que a verdadeira *Iberis contracta* Pers. corresponde à planta do sul litoral português que o Sr. Pereira Coutinho englobou, com excelente critério taxinómico, na *Ib. procumbens* de Lange. Com efeito, Iberis de caule *fruticoso*, com fôlhas *oblongas* estreitadas para a base, *obtusas*, *carnósulas*, inteiras ou subdentadas, com os corimbos frutíferos umbeliformes e *«contractissimi»* não pode ser outra, creio eu.

O exemplar do herbário Jussieu tem a indicação de haver sido colhido na Estremadura espanhola, perto de «Allacarna» — palavra que deve estar bastante deturpada, visto que ninguém conseguiu apurar, até hoje, onde fique uma localidade que assim se chame. Basta saber-se, porém, que a província onde foi encontrado é nossa visinha e que a planta vive igualmente na Andaluzia (1), outra província contígua connosco, pelo Alentejo e Algarve, para reconhecermos as estreitas relações geográficas que também ligam a Iberis espanhola à portuguesa.

Welwitsch, o botânico estrangeiro que mais sábia e critèriosamente se ocupou das plantas portuguesas, referiu esta nossa espécie à Ib. *Tenoreana* DC., considerada actualmente como variedade da *Ib. Pruiti* Tin. E a opinião de Welwitsch foi seguida por C. Machado, por J. Mariz e por mim; todavia reconheço hoje que existem certas diferenças permanentes, embora não específicas, entre a nossa crucífera e quaisquer das formas da *Ib. Pruiti*, devendo ser esta a que tem de etiquetar-se como raça ou variedade da *Ib. contracta* Pers., cujo nome é mais antigo.

Também tenho de dizer que a espécie de Persoon se comporta em Portugal como planta extremamente polimorfa, apresentando formas locais que oferecem uma tal ou qual constância de aspecto e de pequenos caracteres particulares; limito-me, porém, a registar como mais salientes a var. *hispanica* nob., que já foi considerada como espécie autónoma, e a nova var. *Palhinhae* nob., dedicada ao meu velho amigo Dr. Rui Teles Palhinha, de quem recebi os mais belos exemplares da planta (2).

## Quadro analítico das Iberis portuguesas

1. Cachos ou corimbos em pedúnculos nus e insertos por baixo de rosetas de folhas pequenas, estreitas, sublanceoladas, inteiras e glabras; cêpa dividida em ramos curtos, terminados por essas rosetas e formando moita; florinhas brancas. Viv. ou per. 5-8. Serra da Estrêla, nos lugares altos . . . 1. **Ib. conferta** Lag.

— Cachos ou corimbos em pedúnculos não insertos por baixo de rosetas foliares. . . . . . . . . . 2

---

(1) Informam Boissier & Reuter («Pug.» 13): «*I. Pruiti,* Tin. caulibus robustioribus multo majoribus contractissimis insignita in calcareis montium Granatensium quoque crescit.»

Vê-se, porém, que os caracteres atribuidos aqui às silículas da planta granatense quadram mais particularmente à *Ib. contracta* Pers. do que à sua afim *Ib. Pruiti* Tin., que Wi lkomm inscreveu indevidamente como espécie espanhola, no «Prod. Fl. Hisp.» enganado por esta nota de Bois. & Reut. A autêntica *Ib. Pruiti* Tin. não existe, certamente, como já asseverou o Dr. C. Pau, na flora da Espanha.

(2) Com o nome português de *Assembleias* são cultivadas nos jardins

2. Flores odoríferas: brancas ou levemente róseas, dispostas em corimbos umbeliformes; fôlhas pubescentes, estreitas, pinatífidas ou pinadentadas, algumas raras vezes inteiras; caules erváceos, ou sublenhosos na base, com 3-17 centímetros de longo, simples ou ramosos. An. ou bisan. 3-6.. . . . . . . . 2. **Ib. odorata** Lin.

raç. **pectinata** Samp.: Flores radiantes dos corimbos com as pétalas exteriores cêrca de 4 vezes mais longas que o cálice. Desde Milfontes a Sagres.

— Flores inodoras; fôlhas inteiras ou só com alguns dentes na parte superior. . . . . . . . . . . . 3

3. Fôlhas lineares, estreitas e ponteagudas, relativamente longas: glabras, ou ciliadas, às vezes subcarnosas; caules mais ou menos lenhosos, pelo menos junto do colo, quási sempre erectos; flores intensamente purpurinas. Per. ou viv. 4-7. Tras-dos-Montes, Alentejo e Algarve . . . . . . . . 3. **Ib. linifolia** Loefl.

raç. **ciliolata** Samp.: Flores brancas, levemente róseas, ou liláceas; silículas sempre mais apertadas no corimbo e caules geralmente mais lenhosos. Litoral oú sublitoral, desde o Liz ao Mira.

— Fôlhas espatuladas, subelíticas, ou subovais: em regra obtusas e relativamente curtas, não raras vezes de limbo espesso ou carnoso; caules mais ou menos lenhosos, pelo menos na base, quasi sempre difusos, decaídos, ou remontantes; flores brancas, levemente róseas, ou liláceas. Per. ou viv. 4-8. Desde o Cabo Mondego a Sagres . . . . 4. **Ib. contracta** Pers.

var. **hispánica** Samp.: Caules ramosos e muito folhudos, difusos ou remontantes; fôlhas um tanto carnosas e silículas esverdeadas, maiúsculas, mais longas do que largas. Vivaz. Cabo Mondego.

var. **Palhinhae** Samp.: Fôlhas muito carnosas, quási sempre com pequeníssimas papilas hialinas, visíveis à lupa; caules fortes, decaídos ou remontantes. Perene. Areais marítimos, de Leiria a Cascais.

Pôrto, 1935.

---

duas espécies anuais: a **Iberis umbellata** Lin. e a **Iberis amara** Lin., ambas de flores brancas ou róseas. Esta última, que se distingue pelas silículas em cacho alongado, tem sido algumas vezes encontrada fora das culturas, no estado de planta subespontânea.

# LA MIXOPLOÏDIE CHEZ *NARCISSUS REFLEXUS* BROT.

*par*

**ABÍLIO FERNANDES**

## INTRODUCTION

Au cours de nos recherches sur les satellites de *Narcissus reflexus* (FERNANDES 1935), nous avons trouvé trois individus possédant chacun une racine mixoploïde (NĚMEC 1931) et un autre individu qui avait une racine complètement tétraploïde, les autres racines de ces individus étant normalement diploïdes.

Nous nous proposons, dans le présent travail, après avoir décrit ces racines mixoploïdes, de discuter, en nous basant sur nos observations, le mécanisme qui a donné naissance à la duplication du nombre chromosomique. Nous discuterons également l'importance du phénomène de la duplication somatique dans l'établissement de formes polyploïdes chez le N. *reflexus*.

## MATÉRIEL ET TECNIQUE

Les méristèmes radiculaires, provenant de plantes recueillies à Quinta do Prado, Guarda, ont été fixés dans les liquides de Nawachine (modification de Bruun), de La Cour (2 BE), de Benda (formule donnée par La Cour, 1931) et de Lewitsky. Les meilleurs résultats ont été obtenus avec liquide de La Cour; toutefois, les autres fixateurs nous ont aussi donné de bonnes fixations.

Les coupes, d'une épaisseur de 12 et 15 $\mu$, ont été colorées soit au violet de gentiane, selon la technique décrite par La Cour, soit à l'hématoxyline ferrique.

## DESCRIPTION DES RACINES MIXOPLOÏDES

*Racine n.° 1.* — En étudiant les coupes successives de cette racine, à partir de l'extrémité et sur une longueur de

264 μ environ, nous n'avons trouvé que des cellules diploïdes (14 chromosomes). À cette hauteur, le dermatogène, qui s'était jusqu'alors montré uniforme, présente une, ou peut--être deux, cellules plus volumineuses que les autres, avec des noyaux également plus volumineux. Le nombre de ces cellules augmente dans les coupes suivantes; nous n'avons malheureusement pas pu suivre cet accroissement, par suite d'un accident de manipulation qui détruisit partiellement ce secteur dans plusieurs des coupes suivantes, c'est-à-dire dans la région la plus favorable à cette étude.

Le secteur se présente complet dans la coupe située à une distance de 456 μ de l'extrémité (fig. 1, Pl. I). Il comporte sept cellules distinctes de toutes les autres du dermatogène, puisqu'elles sont plus allongées, plus larges et possèdent des noyaux plus gros , avec un nombre de nucléoles plus grand que les cellules diploïdes (fig. 2, Pl. I).

Ensuite, le secteur se continue dans la région d'allongement de la racine et il a été suivi jusqu'à la partie différenciée. Nous avons déterminé dans quelques cas le nombre chromosomique des cellules de ce secteur: c'est le nombre tétraploïde, 4x=28.

En dehors du secteur tétraploïde, que nous avons trouvé dans le dermatogène, nous avons vérifié l'existence, dans la première couche du périblème, d'une rangée de cellules tétraploïdes (fig. 1 et 3, Pl. I). Cette rangée, qui nous fut révélée par l'apparition d'une anaphase à 28 chromosomes, à une distance de 432 μ environ de l'extémité, n'a aucune relation avec le secteur, puisqu'elle est de longeur différente et située dans une autre région (fig. 1, Pl I). Comme le secteur, la rangée se prolonge jusqu'à la partie differenciée de la racine.

*Racine n.º 2.*—Dans cette racine, on a trouvé la première métaphase tétraploïde à une distance de 90 μ de l'extrémité, c'est-à-dire au commencement de la région méristématique (fig. 4, Pl. I). En dehors de cette plaque tétraploïde, nous avons observé, dans cette même coupe, quelques cellules pourvues de noyaux plus volumineux que le noyau normal, adjacentes à la cellule qui possédait la

métaphase tétraploïde. Il s'agit, probablement, de cellules également tétraploïdes.

Comme il est très difficile de distinguer les cellules diploïdes des cellules tétraploïdes, lorsque celles-ci ne présentent pas de figures de division, nous n'avons pu suivre le comportement des cellules tétraploïdes dans les coupes successives. Nous nous bornerons à décrire la distribution de ces cellules dans des coupes situées à différents niveaux. Cependant, nous devons remarquer que, même dans ces coupes, nous n'avons pas la certitude complète d'avoir indentifié toutes les cellules tétraploïdes existantes.

Dans la coupe 24, située à 360 μ de l'extrémité, la racine présente trois aires tétraploïdes, localisées dans le périblème. La première, la plus étendue, est constituée par neuf cellules ainsi disposées: deux, dans la première couche; une, qui présente une plaque équatoriale à 28 chromosomes, dans la deuxième couche; deux, dans la troisième; trois, dans la quatrième; et une, dans la cinquième (figs. 5 et 6, Pl. I). La seconde aire est constituée par trois cellules, disposées comme le montre la fig. 5, Pl. I. La troisième aire est peut-être formée par une seule cellule, localisée dans la quatrième couche du périblème (fig. 5, Pl. I).

Dans la coupe 28 (fig. 7, Pl. I) située à 420 μ de l'extrémité, les trois aires se présentent formées par le même nombre de cellules et celles-ci ont la même disposition que dans la coupe précédente. Une plaque équatoriale à 28 chromosomes a été observée dans la troisième aire qui, comme nous l'avons vu, est peut-être constituée par une seule rangée de cellules.

Dans la coupe 33, située à 495 μ de l'extrémité, la première aire conserve encore le même nombre de cellules et la même disposition (fig. 8, Pl. II). La deuxième est constituée par quatre cellules disposées comme le montre la figure 10, Pl. II. Cette disposition révèle que la cellule la plus externe, c'est à dire celle de la première couche du périblème, s'est divisée longitudinalement par rapport à l'axe de la racine, en donnant naissance à deux cellules qui sont restées radialement l'une à côté de l'autre. De cette façon, cette aire s'est agrandie d'une cellule. La troisième aire n'a

toujours qu'une cellule, comme dans les coupes antérieures.

Dans la coupe 34 (510 μ de l'extrémité), la première aire (fig. 10, Pl. II) montre trois cellules dans la troisième couche du périblème; ce fait semble prouver qu'une des deux cellules qui, jusqu'ici, sont toujours apparues dans cette région, s'est divisée longitudinalement. Dans ce cas, cette aire serait composée de dix cellules. Les deux autres aires sont analogues à celles de la coupe antérieure (fig. 10, Pl. II).

Dans la coupe 39 (585 μ de l'extrémité), la couche du périblème de la première aire (fig. 11, Pl. II) révèle trois cellules tétraploïdes; ce fait montre qu'une des deux cellules, qui sont apparues jusqu'ici dans cette région, s'est divisée longitudinalement. Outre ces trois cellules, nous n'avons réussi à identifier que six autres cellules tétraploïdes. Dans la région où, dans les coupes précédentes, nous avons identifié des cellules tétraploïdes, nous avons trouvé des noyaux petits dont nous ne savons pas s'ils sont tétraploïdes.

Toutes les aires décrites se prolongent dans la région d'allongement de la racine.

Nous croyons que toutes les aires tétraploïdes ont pris leur origine dans la région méristématique, à 90 μ de l'extrémité, c'est à dire dans la région où nous avons trouvé la première plaque équatoriale tétraploïde et plusieurs noyaux plus volumineux que les diploïdes. Les aires sont, ainsi, très longues. Malgré l'existence de trois aires tétraploïdes, cette racine présentait un aspect normal, sans aucune déformation.

*Racine n.º 3.*— Nous avons étudié cette racine, dans des coupes transversales successives, sur une longueur de 1095 μ. Nous avons trouvé trois métaphases tétraploïdes: la première, localisée à une distance de 255 μ de l'extrémité, était située dans la région moyenne du périblème (fig. 12, Pl. II); la deuxième dans la région périphérique du plérome, à une distance de 300 μ de l'extrémité (fig. 13, Pl. II); la troisième était, comme la première, localisée dans le péri-

blème, mais dans une région tout à fait différente et à une distance de 390 μ de l'extrémité (fig. 17, Pl. III). Dans cette région, les cellules tétraploïdes forment une rangée longitudinale. Cependant, nous n'avons pu déterminer sa longueur, à cause de l'absence de figures de division.

Bien que nous n'ayons trouvé que trois cellules tétraploïdes, nous croyons que le nombre de ces cellules, dans l'étendue éxaminée, est bien plus grande. Comme nous le verrons par la suite, cette racine s'est montré un sujet très favorable à l'étude du mécanisme qui a donné naissance à la duplication du nombre chromosomique.

*Racine n.° 4.*—Nous avons examiné trois racines de l'individu isolé dans le pot n.° 279. Deux de ces racines étaient diploïdes normales. Nous y avons toujours trouvé des métaphases à 14 chromosomes. L'autre racine, au contraire, était complètement tétraploïde, puisque toutes les métaphases nous ont offert 28 chromosomes (fig. 18, Pl. III). Ce fait montre donc que des organes complètement tétraploïdes peuvent naître chez des individus, où la plupart des cellules sont diploïdes.

## L'ORIGINE DE LA DUPLICATION SOMATIQUE

L'existence de méristèmes radiculaires mixoploïdes (NĚMEC, 1931) a été, à maintes reprises, constaté, chez beaucoup de plantes, par plusieurs auteurs: STOMPS (1910) chez *Spinacia oleracea*; de LITARDIÈRE (1923) chez *Spinacia oleracea* aussi: LESLEY (1925) chez *Solanum lycopersicum* et chez un hybride de deux espèces de *Crepis;* BRESLAWETZ (1926, 1932) chez *Cannabis sativa;* M. NAWACHINE (1926) chez *Crepis tectorum* et *C. dioscoridis;* LANGLET (1927) chez *Thalictrum aquilegifolium, Th. rariflorum, Spinacia oleracea* et *Cannabis sativa;* KOSHUCHOW (1928) chez *Cucumis sativus* et *Zea mays* var. *indentata;* RUTTLE (1928) chez *Nicotiana tabacum;* SIMONET (1930) chez *Iris Tingitana* var. *Fontanesii;* WEBBER (1930, 1933) chez *Nicotiana silvestris* et *N. glutinosa;* NĚMEC (1931) chez *Allium coeruleum;* BRUUN (1932) chez *Primula mollis, P. denticulata, P. sphaeroce-*

*phala, P. chionantha, P. Maximowiczii, P. prionotes* et *P. Cockburniana;* HUSKINS et SMITH (1932) chez *Sorghum;* HRUBÝ (1932) chez *Salvia splendens;* MEURMAN (1933) chez *Acer platanoides;* etc.

Comme on le voit, par cette longue liste, la mixoploïdie est un phénomène très fréquent dans les méristèmes radiculaires. Il doit en être de même dans les méristèmes de la tige, bien que le nombre de cas connus soit très petit; ce-ci provient sans doute du fait que les méristèmes de la tige n'ont pas été etudiés aussi abondamment que ceux de la racine.

Plus souvent, les chimères chromosomiques sont constituées par des cellules diploïdes et tétraploïdes. La disposition de ces dernières cellules peut varier: c'est ainsi qu' elles peuvent se trouver disposées irrégulièrement parmi les cellules diploïdes; ou former des rangées longitudinales, d'une longueur plus ou moins considérable; ou encore constituer des secteurs plus ou moins étendus (1). Quelquefois, il peut même se former des organes complètement tétraploïdes.

Les auteurs, tout en remarquant l'existence de racines mixoploïdes, ont cherché, au même temps, l'explication du mécanisme qui produit la duplication du nombre chromosomique dans ces tissus somatiques. D'après les résultats obtenus, nous pouvons dire que la duplication peut apparaître selon cinq procédés différents:

1) Deux divisions longitudinales successives des chromosomes pendant la prophase et séparation, dans les anaphases, des moitiés issues de la deuxième division (de LITARDIÈRE, 1923 chez *Spinacia oleracea;* LANGLET, 1927 chez *Spinacia* et *Cannabis);*

2) Formation de noyaux de restitution par le défaut de migration vers tes pôles des moitiés chromosomiques (HUSKINS et SMITH, 1932 chez *Sorghum;* WEBBER, 1933 chez *Nicotiana glutinosa);*

3) Manque de cytodiérèse après une caryocinèse; ce

(1) Il y a des cas où l'on trouve, en dehors des cellules tétraploïdes, des cellules d'un degré de polyploïdie plus elevé.

phénomène amène la formation de cellules à deux noyaux qui, par fusion, engendrent des noyaux tétraploïdes (JORGENSEN, 1928 chez *Solanum)*;

4) Formation d'une cloison incomplète entre les cellules-filles et consécutive fusion des deux noyaux (TERBY, 1923 chez *Butomus umbellatus;* MEURMAN, 1933 chez *Acer platanoides)*;

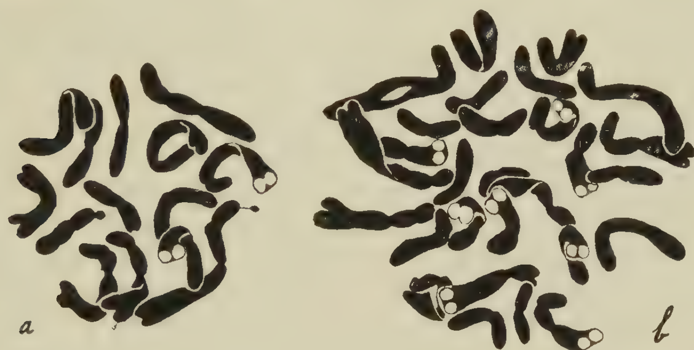



Fig. text. 1. — 1a, métaphase dans une ce lule diploïde de la racine mixoploïde n.° 2; on compte facilemente 14 chromosomes; 1b, métaphase dans une cellule tétraploïde de la même racine; on compte 28 chromosomes; remarquer que les chromosomes ne sont pas appariés en 14 paires. Confronter la fig. 1b avec la fig. 9, Pl. II. Fix: La Cour 2BE; coloration: violet de gentiane. × 2600.

5) Résorption de la cloison entre deux cellules et fusion des noyaux (BRESLAWETZ, 19:6 et 1932 chez *Cannabis sativa*; MEURMAN, 1933 chez *Acer platanoides)*.

Auquel de ces procédés pouvons-nous attribuer la duplication chez notre matériel? Pour répondre à cette question, nous discuterons ces cinq procédés en nous appuyant sur nos observations.

1) Le procédé n.° 1 n'est pas responsable de la duplication. En effet: nous n'avons jamais rencontré aucun indice de deux divisions longitudinales successives des chromosomes pendant la prophase; de toutes les métaphases tétraploïdes étudiées, nous n'en avons trouvé aucune où les chromosomes fussent apariés en 14 paires, comme cela aurait dû être si ce procédé était le responsable de la duplication (fig. text. 1b et fig. 9, Pl. II).

2) La duplication n'a pas non plus été produite par le procédé n.° 2. En effet: nous n'avons rencontré aucune anaphase irrégulière, comportant l'absence de migration vers les pôles des moitiés chromosomiques; nous n'avons pas davantage trouvé de figures montrant la formation de noyaux de restitution.

3) En ce qui concerne le troisième procédé, nous avons trouvé, dans la racine n.° 3, des cellules semblables à celle qui a été reproduite dans les microphotographies 14 et 15, Pl. II. Cette cellule possède deux noyaux, situés dans le même plan (ce qui montre que ces deux noyaux appartienent à la même cellule), entre lesquels aucune cloison n'est visible. Le noyau supérieur présente un petit bec qui se dirige vers le noyau inférieur. Nous croyons que cette figure représente la première étape de la fusion nucléaire. Une telle cellule pourrait avoir son origine dans le manque de cytodiérèse.

Dans la région différenciée de la racine tétraploïde (racine n.° 4), nous avons trouvé aussi des cellules à deux noyaux (fig. 16, Pl. II). La fusion de ces noyaux pourra engendrer des cellules octoploïdes.

Cependant, l'apparition de ces cellules à deux noyaux peut aussi être expliquée par le procédé n.° 5, si l'on admet que la cloison s'est résorbée complètement avant la fusion des noyaux.

4 et 5) Ces deux procédés, en donnant naissance à des figures semblables, seront très difficiles à distinguer; c'est pourquoi nous les discuterons ensemble. Nous avons trouvé beaucoup de figures montrant les divers stades de la fusion de noyaux appartenant à deux cellules voisines. En voici quelques-unes: Dans les figures 19 et 20, Pl. III on voit un des premiers stades de la fusion entre une cellule appartenant à la première couche du périblème et une autre située dans la deuxième. Le noyau de cette dernière cellule est sur le point de passer à travers une partie détruite de la cloison et se dirige vers le noyau de la cellule supérieure (dans la figure) avec lequel il est déjà en contact. Ce noyau, qui semble remplir les fonctions de noyau mâle, présente une dépression au niveau de la cloison, ce qui montre qu'il

s'allonge pour passer à travers le trou de la paroi. À droite de ce noyau, on voit le reste de la cloison.

Une étape plus avancée de la fusion est représentée dans les figures 21 et 22, Pl. III. On voit, entre les deux cellules qui sont sur le point de se fusionner et qui appartiennent aussi à la première et à la deuxième couche du périblème, un reste de la cloison qui s'étend de la paroi latérale au bord des noyaux; à gauche, aucune trace de cloison n'est visible. La caryogamie a déjà commencé par la dissolution de la membrane nucléaire et les deux noyaux en fusion forment un corps volumineux avec une constriction dans la région médiane, au niveau du reste de la cloison.

Une autre étape de la fusion entre deux cellules, localisées dans la même région que celles des figures précédentes, est mise en évidence par la figure 23, Pl. III. Ici, le noyau tétraploïde présente encore une constriction au niveau du reste de la cloison, mais la caryogamie est bien plus avancée que dans la figure précédente. On voit, à droite, le reste de la cloison qui présente, dans la région de contact avec le bord du noyau, une petite portion recourbée vers l'intérieur de la cellule externe, comme si le noyau de la cellule interne, en passant à travers un trou existant dans la cloison, avait poussé en avant une partie du bord détruit de la cloison. Au-dessous du noyau on voit apparaître la paroi complète (fig. 24, Pl. III).

Un autre stade plus avancé de la fusion entre deux cellules, localisées dans la même région que les cellules des figures antérieures, apparaît dans les figures 25 et 26, Pl. III; ici, on ne voit qu'un petit reste de la cloison et le noyau tétraploïde est sur le point d'acquérir la forme sphérique.

Une autre figure montrant la fusion de deux cellules très inégales, appartenant respectivement à la troisième et à la quatrième couche du périblème, est mise en évidence dans les microphotographies 27 et 28, Pl. III. À droite et à gauche du noyau tétraploïde, qui possède encore une forme irrégulière, on voit le reste de la cloison.

Toutes ces figures que nous venons de décrire émanent de la région différenciée de la racine. Cependant, nous avons

rencontré des figures semblables dans la région méristématique elle-même, comme le montre la microphotographie de la figure 29, Pl. III.

D'après ces observations, nous croyons pouvoir conclure, avec une certaine probabilité, que la duplication dans les cas figurés n'a pas été engendrée au moyen du procédé n.° 4 mais, au contraire, qu'elle a pris naissance par le procédé n.° 5, c'est à dire par la résorption de la cloison entre deux cellules voisines. En effet, plusieures raisons militent en faveur de cette dernière façon de concevoir les choses:

1) Dans quelques cas, la duplication a été observée dans la zone méristématique (fig. 29, Pl. III). Dans la région où les cellules sont grandes et possèdent des vacuoles volumineux, c'est à dire dans les cellules déjà différenciées, on peut facilement concevoir la formation d'une cloison incomplète entre deux cellules-filles, par suite d'un fonctionnement anormal du phragmoplaste qui ne peut pas former de paroi dans la région du vacuole. Par les cellules de la zone méristématique, la formation d'une telle cloison incomplète est plus difficile à admettre, parce que les cellules ont un cytoplasme très dense avec des vacuoles très petits.

2) Dans la région de la racine où nous avons rencontré beaucoup de figures de fusion, les cellules se divisent, plus souvent, perpendiculairement à l'axe de la racine. De cette façon, les cellules-filles restent le plus souvent dans la même rangée longitudinale, l'une au-dessus de l'autre. Il est certain que les cellules pourront également se diviser longitudinalement par rapport à l'axe de la racine; cependant, la fréquence des figures de fusion est bien plus grande que celle de l'apparition de cellules se divisant dans cette dernière direction, ce qui prouve que les cellules qui se fondent ne sont pas toujours des cellules-soeurs.

3) Dans presque tous les cas observés, les cellules qui sont sur le point de se fusionner sont très inégales (figs. 19 et 20; 21 et 22; 27 et 28, Pl. III); ce fait montre donc que les cellules qui se fondent ne sont pas toujours, nécessairement, des cellules-soeurs.

Étant donné, dans le cas qui nous occupe, que les cellules à deux noyaux sont moins fréquentes que les figu-

res fdeusion de deux cellules voisines et que l'apparition de ces cellules peut s'expliquer aussi par le procédé n.° 5, nous croyons pouvoir conclure que la duplication du nombre chromosomique dans les racines mixoploïdes de *Narcissus reflexus* a été produite par la résorption de la cloison entre deux cellules voisines et la fusion consécutive des noyaux.

Quelle est, cependant, la cause de la résorption de la cloison? Nous n'avons pas trouvé de réponse à cette question. Nous avons d'abord pensé que la résorption pouvait être due à l'action de quelque parasite vivant dans les racines étudiées. Toutefois, une analyse minutieuse de ces racines ne nous a révélé l'existence d'aucun hyphe mycélien, ni d'aucun autre parasite.

La mixoploïdie chez *Narcissus reflexus* ne semble pas être très fréquent, puisque nous avons étudié environ cent racines et que nous n'en avons trouvé que trois mixoploïdes. L'apparition d'une racine complètement tétraploïde, chez un individu dont les autres racines étaient diploïdes, montre que, lorsque la duplication a lieu dans les cellules primordiales des méristèmes, des organes tétraploïdes peuvent en résulter. Si la duplication avait lieu dans le primorde du bourgeon floral, on pourrait voir apparaître des hampes florales avec des fleurs susceptibles d'engendrer des graines triploïdes et tétraploïdes. Malgré cette possibilité, il ne nous semble pas que ce procédé soit d'une grande importance pour l'établissement de formes polyploïdes, chez *N. reflexus,* parce que nous n'avons jamais rencontré d'exemplaire polyploïde parmi les quelques centaines d'individus étudiés. Nous croyons plutôt que, chez les narcisses, la principale cause de la production de formes polyploïdes doit être attribuée à la formation de gamètes polyploïdes, comme conséquence de divisions méiotiques irrégulières.

## RÉSUMÉ ET CONCLUSIONS

1) Dans une centaine de racines de *Narcissus reflexus* Brot., nous en avons trouvé trois qui étaient composées de cellules diploïdes et tétraploïdes et une qui était complète-

ment tétraploïde. Nous donnons ici une description de ces racines mixoploïdes.

2) Comme les figures de division sont plus fréquentes dans les cellules tétraploïdes que dans les cellules diploïdes environnantes, il nous semble que la rapidité de division des cellules tétraploïdes est inférieure à celle de la division des cellules diploïdes. De cette façon, on comprend que les racines mixoploïdes n'aient pas modifié leur aspect cylindrique normal et que les aires tétraploïdes se soient maintenues avec une grande uniformité sur une grande étendue longitudinale.

3) Quant à la duplication du nombre chromosomique, deux procédés ont été mis en lumière:

a) Non-formation d'une paroi de séparation entre deux cellules-filles et consécutive fusion des deux noyaux;

b) Résorption de la cloison entre deux cellules voisines, suivie de la fusion des noyaux.

Cependant, comme des cellules à deux noyaux peuvent également résulter de la résorption complète de la paroi avant la caryogamie et que les figures les plus fréquemment observées sont celles indicatrices de la résorption, nous croyons que la duplication du nombre chromosomique a été produite principalement par le procébé *b*.

4) Nous ignorons complètement le mécanisme de la résorption de la paroi. Il nous semble qu'elle ne peut pas être attribuée à une action parasitaire, parce que nous n'avons observé aucun parasite.

5) Nous n'avons trouvé, jusqu'à présent, aucun individu tétraploïde de *N. reflexus*, bien que nous en ayons examiné quelques centaines. Et quoique la duplication somatique puisse donner naissance à des organes complètement tétraploïdes, nous ne saurions attribuer une grande importance à ce procédé dans l'établissement de formes polyploïdes chez cette espèce.

## BIBLIOGRAPHIE


BRESLAWETZ, L. 1926. Polyploide Mitosen bei *Cannabis sativa* L.. *Ber. Deuts. Bot. Ges.*, XXXXIV, 498-502.

—— 1932. Polyploide Mitosen bei *Cannabis sativa* L.. *Planta*, XVII, 644-649.

BRUUN, H. G. 1932. Cytological studies in *Primula* with special reference to the relation between the karyology and taxonomy of the genus. *Symbolae Botanicae Upsaliensis*, I, 1-239.

FERNANDES, A. 1935. Les satellites chez *Narcissus reflexus* Brot. et *N. triandrus* L.. I. Les satellites des métaphases somatiques. *Bol. Soc. Broteriana*, X (II série), 249-277.

HRUBÝ, K. 1933. Ein neuer Fall von Mixoploïdie. *Mém. Soc. Roy. Sci. Bohême, Cl. Sci.*, 1-5.

HUSKINS, C. L. and SMITH, S. G. 1932. A cytological study of the genus *Sorghum* Pers. I. The somatic chromosomes. *J. Gen.*, XXV, 241-249.

JORGENSEN, C. A. 1928. The experimental formation of heteroploid plants in the genus *Solanum*. *J. Genet.*, XIX, 133-211.

LA COUR, L. 1931. Improvements in everyday technique in plant cytology. *J. Roy. Micr. Soc.*, LI, 119-126.

LANGLET, O. 1927. Zur Kenntnis der polysomatischen Zellkerne im Wurzelmeristem. *Sv. Bot. Tidsskr.*, XXI, 397-422.

de LITARDIÈRE, M. R. 1923. Les anomalies de la caryocinèse somatique chez le *Spinacia oleracea* L. *Rév. gén. Bot.*, XXXV, 369-381.

MANN LESLEY, M. 1925. Chromosomal chimeras in the tomato. *Am. Naturalist*, LIX, 570-574.

MEURMANN, O. 1933. Chromosome morphology, somatic doubling and secondary association in *Acer platanoides* L. *Hereditas*, XVIII, 145-173.

NAWASCHIN, M. 1926. Variabilität des Zellkerns bei *Crepis*-Arten in bezug auf die Artbildung. *Zeits. f. Zellforsch. u. mikr. Anat.*, IV, 181-215.

NĚMEC, B. 1929. Über den Einfluss des Nikotins auf sich teilende Zellen. *Protoplasma*, VII, 99-105.

—— 1930. Mixoploidy and the cellular theory. *Proc. fifth int. Bot. Cong. Cambridge*, 233-234.

—— 1931. Über Mixoploidie bei *Allium coeruleum*. *Bulll. intern. Acad. Sci. Bohême*, 1-12.

RUTTLE, M. L. 1928. Chromosome number and morphology in *Nicotiana*. II. Diploidy and partial diploidy in root tips of *tabacum* baplonts. *Univ. Calif. Publ. Bot.*, XI, 213-232.

SIMONET, M. 1930. Nouvelles recherches sur le nombre des chromosomes chez les *Iris* et sur l'existence de mitoses didiploïdes dans ce genre. *C. R. Soc. de Biol.*, CIII, 1197.

STOMPS, TH. J. 1910. Kerndeeling en synapsis by *Spinacia oleracea* L. Amsterdam.

TERBY, J. 1923. Étude d'un cas de caryocinèse irrégulière dans le rhizome du *Butomus umbellatus*. *Bull. Soc. Roy. Bot. de Belgique*, LVI, 1-6.

WEBBER, J. M. 1930. Chromosome number and morphology in *Nicotiana*. V. The character of tetraploid areas in chromosomal chimeras of *N. sylvestris*, Speg. and Comes. *Uni. Calif. Publ. Bot.*, XI, 355-362.

—— 1933. Cytological features of *Nicotiana glutinosa* haplonts. *J. Agric. Res.*, XXXXVII, 845-867.

WINKLER, H. 1916. Über die experimentelle Erzeugung von Pflanzen mit abweichenden Chromosomenzahlen. *Zeits. f. Bot.*, VIII, 417-531.

## EXPLICATION DES FIGURES

### Planche I

Fig. 1. Racine mixoploïde n.° 1. Coupe transversale à une distance de 456 μ de l'extrémité. On voit l'aire tétraploïde du dermatogène, constituée par sept cellules, et une autre cellule tétraploïde, localisée dans la première couche du périblème (8h.). Cette cellule correspond à une rangée longitudinale que l'on a pu suivre depuis une distance de 432 μ de l'extrémité jusqu'à la partie différenciée. Benda (La Cour); hématoxyline ferrique. × 125.

Fig. 2. Racine mixoploïde n.° 1. L'aire tétraploïde du dermatogène de la figure précédente à un plus fort grossissement. Une des cellules montre la moitié d'une anaphase. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. × 300.

Fig. 3. Racine mixoploïde n.° 1. Plaque équatoriale à 28 chromosomes dans une cellule de la rangée tétraploïde de la première couche du périblème. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. × 300.

Fig. 4. Racine mixoploïde n.° 2. Coupe transversale à une distance de 90 μ de l'extrémité. La flèche supérieure indique une métaphase à 28 chromosomes; les autres flèches indiquent des noyaux très volumineux, probablement tétraploïdes aussi. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 350.

Fig. 5. Racine mixoploïde n.° 2. Coupe 24 située à une distance de 360 μ de l'extrémité. On voit trois aires tétraploïdes, localisées dans le péribléme: la première (1/2h.) montre neuf cellules; la deuxième (7h.), trois; et la troisième (8h.) est constituée par une seule cellule. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. × 125.

Fig. 6. Racine mixoploïde n.° 2. Secteur de la coupe 24 montrant, à un plus fort grossissement, la première aire tétraploïde. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. × 300.

Fig. 7. Racine mixoploïde n.° 2. Coupe 28 à une distance de 420 μ de l'extrémité. Les trois aires tétraploïdes se présentent encore comme dans la coupe 24. La cellule de la troisième aire montre une métaphase à 28 chromosomes. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. × 125.

### Planche II

Fig. 8. Racine mixoploïde n.° 2. Secteur de la coupe 33 située à 495 μ de l'extrémité montrant la première aire tétraploïde, qui se présente encore formée par neuf cellules. Une des cellules montre une plaque équatoriale à 28 chromosomes. Laires tées autres traploïdes de cette coupe ont le même

aspect que celui qu'est représenté dans la figure 10. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 300.

Fig. 9. Métaphase existant dans l'aire tétraploïde de la figure antérieure à un plus fort grossissement. Confronter ave la figure du texte 1b. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. × 1900.

Fig. 10. Racine mixoploïde n.° 2. Coupe 34, à une distance de 510 μ de l'extrémité, montrant les trois aires tétraploïdes. La première est constituée par dix cellules; la deuxième par quatre; et la troisième présente encore une seule cellule. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. × 125.

Fig. 11. Racine mixoploïde n.° 2. Coupe 39 située à 585 μ de l'extrémité. Explication dans le texte. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. × 300.

Fig. 12. Racine mixoploïde n.° 3. Coupe située à une distance de 255 μ de l'extrémité, où nous avons trouvé la première métaphase tétraploïde. Cette figure, vue de profil, est indiquée par la flèche. Nawachine (Bruun); violet de gentiane. × 125.

Fig. 13. Racine mixoploïde n.° 3. Coupe située à une distance de 300 μ au-dessus de l'extrémité. La flèche indique une métaphase tétraploïde, vue de profil, localisée dans la région périphérique du plérome. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. × 125.

Fig. 14. Racine mixoploïde n.° 3. Cellule à deux noyaux localisée dans la deuxième couche du périblème. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. × 300.

Fig. 15. Figure montrant, à un plus fort grossissement, la cellule à deux noyaux de la figure précédente. On ne voit aucun trace de cloison entre les noyaux. Le noyau supérieur présente un petit bec; cet aspect figure, peut-être, le premier stade de la fusion nucléaire. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. × 840.

Fig. 16. Racine tétraploïde n.° 4. Cellule à deux noyaux dans la région d'allongement de la racine. La fusion des deux noyaux tétraploïdes engendra des cellules à 8x chromosomes. Chromo-formol de Lewitsky 5:5; hématoxyline ferrique. × 840.

## Planche III

Fig. 17. Racine mixoploïde n.° 3. Coupe situé à 390 μ de l'extrémité. La flèche indique une métaphase tétraploïde localisée dans la région médiane du périblème. Nawachine (Bruun); violet de gentiane. × 125.

Fig. 18. Coupe transversale de la racine n.° 4. Cette racine s'est montrée complètement tétraploïde. On voit quelques métaphases à 28 chromosomes. Chromo-formol de Lewitsky 5:5; violet de gentiane. × 125.

Fig. 19. Racine mixoploïde n.° 3. Figure montrant un des premiers stades de la fusion entre deux cellules appartenant, respectivement, à la première et à la deuxième couche du périblème. Le noyau de la cellule de la deuxième couche est sur le point de passer à travers une partie détruite de la cloison et il se dirige vers le noyau de la cellule supérieure avec lequel il est déjà en contact. Ce noyau, qui semble fonctionner ici comme un

noyau mâle, présente une dépression au niveau de la cloison, ce qui montre qu'il s'allonge pour passer à travers le trou de la paroi. Remarquer la différence de taille des deux cellules qui sont sur le point de se fusionner. Ce fait montre que ces cellules ne sont pas des cellules-soeurs. Nawachine (Bruum); violet de gentiane. ×300.

Fig. 20. La figure précédente, à un plus fort grossissement, pour montrer les détails. Fixation et colorotion comme dans la figure antérieure. ×840.

Fig. 21. La flèche indique deux cellules, appartenant respectivement à la première et à la deuxième couche du périblème, qui sont sur le point de se fusionner. Le stade représenté ici est plus avancé que celui de la figure 18-19. Les deux noyaux sont déjà fondus et le gros noyau tétraploïde, ainsi engendré, présente un aspect d'haltère avec une dépression au niveau de la cloison; celle-ci persiste seulement dans la région située à la droite du noyau. Nawachine (Bruun); violet de gentiane. ×300.

Fig. 22. La figure précédente, à un plus fort grossissement, pour montrer les détails. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. ×840.

Fig. 23. La flèche indique un stade plus avancé de la fusion entre deux cellules de la première et de la deuxième couche du périblème. Le gros noyau tétraploïde est sur le point de devenir sphérique. On voit, à droite, un reste de cloison. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. ×300.

Fig. 24. La flèche indique la même cellule que celle de la figure précédente, mais la photographie a été prise dans un plan inférieur. On voit que la cloison est complète au-dessous du noyau. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. ×300.

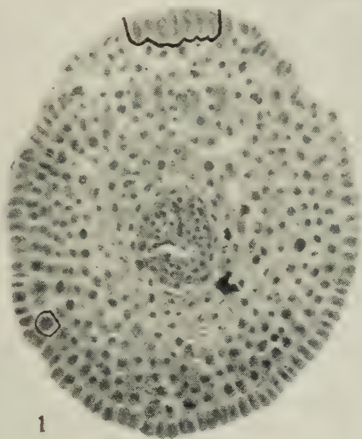
Fig. 25. Stade plus avancé de la fusion; le gros noyau tétraploïde est presque sphérique. À gauche, la flèche indique une petite portion de la cloison qui s'est presque complètement résorbée. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. ×300.

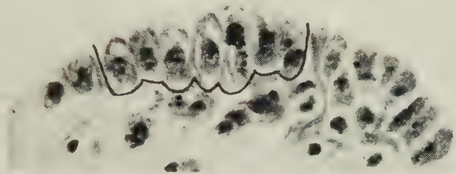
Fig. 26. La même cellule de la figure 25 vue à un plus fort grossissement. ×840.

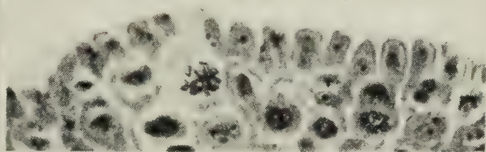
Fig. 27. La flèche indique la fusion entre deux cellules appartenant respectivement à la deuxième et à la troisième couche du périblème; on voit, à gauche, un reste de la cloison. Remarquer que les cellules fusionnées sont très inégales. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. ×300.

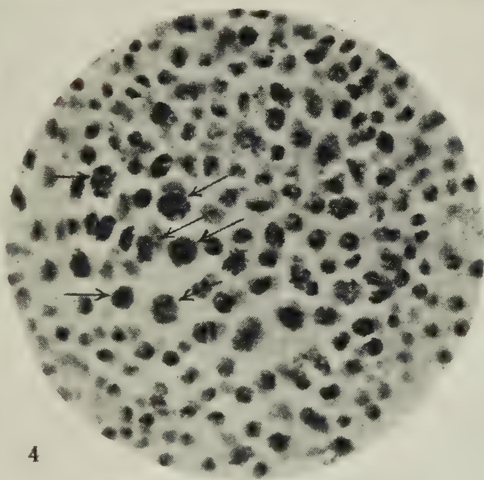
Fig. 28. La figure précédente vue à un plus fort grossissement. ×840.

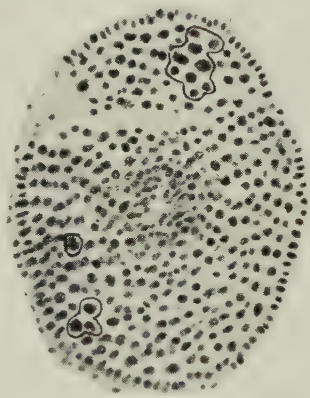
Fig. 29. Figure montrant la fusion de deux cellules dans la région méristématique. Le gros noyau tétraploïde a déjà acquis une forme sphérique normale et il est situé dans la région moyenne, où a eu lieu la résorption de la cloison. De part et d'autre du noyau, on voit le reste de la cloison. ×840.

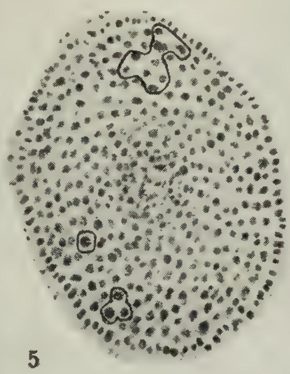

1

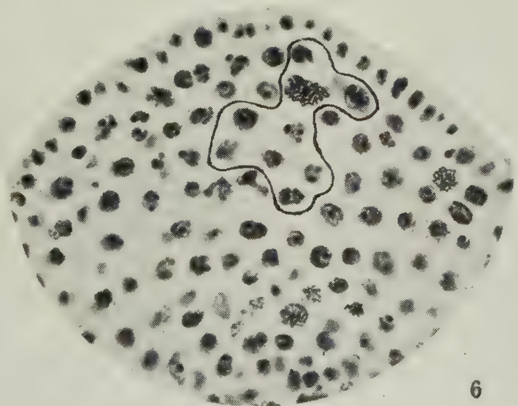

2

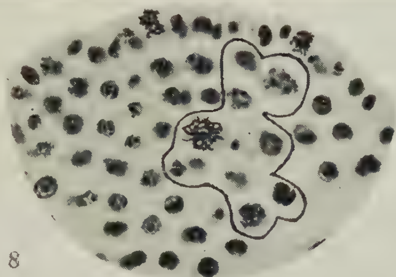

3


4

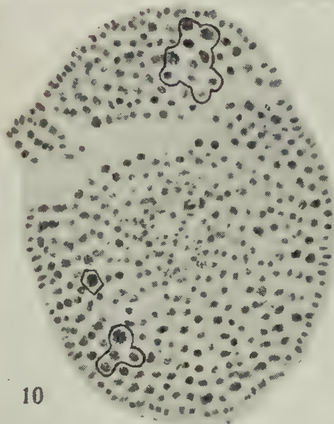

7

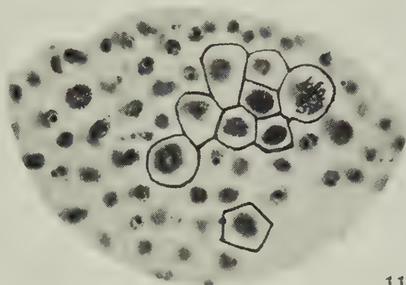

5


6


8

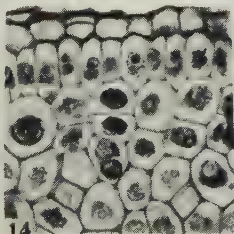

9

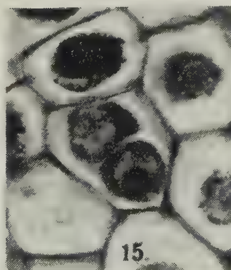

10

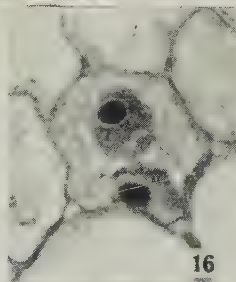

11

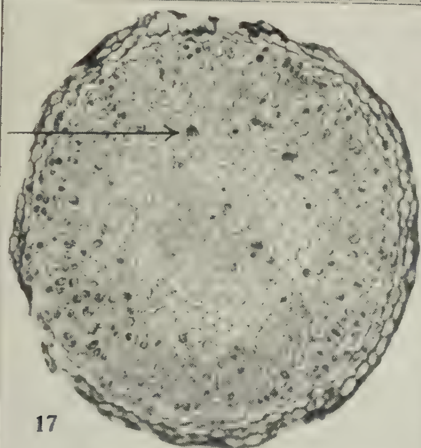

12

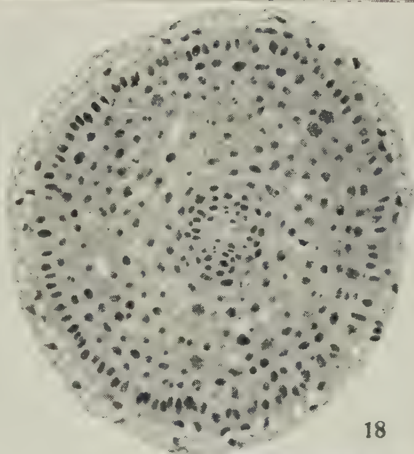

13


14

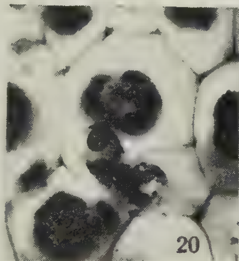

15

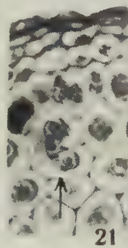

16

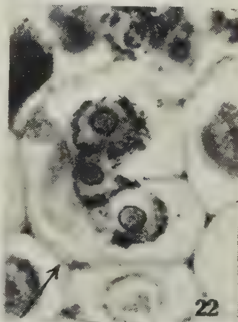

17

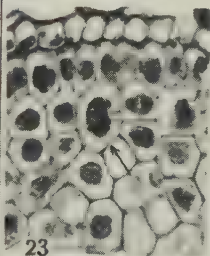

18

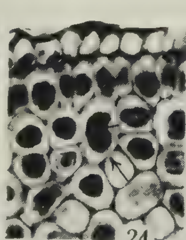

19

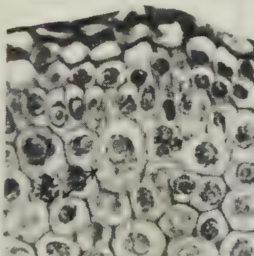

20

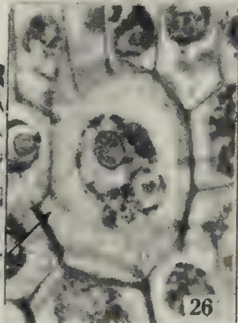

21

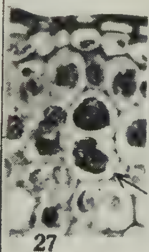

22

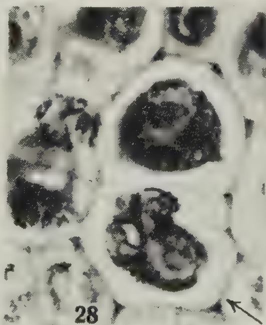

23

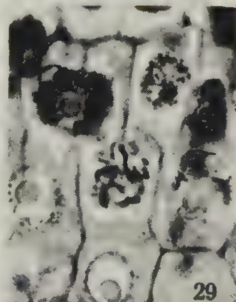

24


25


26


27


28


29

# CONTRIBUÏÇÕES PARA O CONHECIMENTO DA FLORA DE ÁFRICA

## I

## NEW ANGOLAN SPECIES OF *MONOTES*

*by*

**DR. HELEN BANCROFT**

THE following new species of *Monotes* have been distinguished amongst herbarium material of Angolan representatives of the Dipterocarpaceae-Monotoideae:

### *Monotes Dawei* BANCROFT sp. nov.

*Arbor* parva; ramuli brunnei striati, hornotini lenticellis angustis albido-brunneis conspicuis atque reliquiis simplicibus et stellatis pubescentiae brunneae muniti. *Folia* satis magna, elliptica vel obovato-elliptica, pro longitudine angusta, 8.5-13.0 cm. longa, 3.9-7.0 cm. lata, apice et basi rotundata; pagina superior opaca, sparse pilis stellatis longiramosis, nonnullis simplicibus, et juventute brunneis glandulosis instructa, basi glandulam planam ovalem brunneam conspicuam ferens; pagina inferior in venis pilis simplicibus et stellatis, in maculis retis venarum pilis stellatis breviramosis omnino obtecta; costa cum nervis lateralibus supra impressa, subtus prominens; quorumdam foliorum axillae nervorum nonnullae in pagina superiore glandulis perparvis munitae; nervi laterales marginem attingentes, utrinque 14-18, ramulum sat validum ante marginem saepe emittentes; nervi tertii ordinis supra impressi, subtus distincti; petiolus pilis simplicibus et stellatis pubescens, supra teres vel leviter canaliculatus, 1.1-1.7 cm. longus. *Inflorescentiae* axillares paniculae breves, 4.0-5.5 cm. longae, dense et breviter pubescentes; pedunculi longitudine variantes, 0.3-2.5 cm. longi; flores sat dense agglomerati. *Sepala* circiter 0.4 cm. longa, 0.3 cm.

lata, apice rotundata vel subacuta, dense et breviter pubescentia. *Petala* circiter 1.0 cm. longa, basi linea pilorum instructa. *Stamina* numerosa; connectivum minutum acutum. *Ovarium* dense hirsutum; stylus glaber; stigma leviter 3-lobatum. *Fructus* rubido-brunneus; ovarium parvum, 0.9-1.1 cm. diametro, globosum sed leviter 3-costatum, pilis sat longis distincte pubescens; styli basis evidens; calycis lobi accrescentes magnitudine valde variabiles, longissimus circiter 3.5 cm. brevissimus circiter 2.0 cm. longus, latissimus 1.8 cm. angustissimus 1.1 cm. latus.

OCCURRENCE

Angola: Caria Concession, Libolo, at Longa River, flowering Dec. 1921 and Jan. 1922, M. T. DAWE 324 (type, in Kew Herbarium; between the Kubango and Mundonga Rivers, at an altitude of 1400 m., fruiting May 17, 1900, BAUM 925 (in British Museum and Kew herbaria) specimen originally identified as *M. caloneurus;* see Gilg in Warb., Kunene-Samb.-Exped. Baum: 308 (1903).

AFFINITIES

The general size and form of the leaves, the indumentum of the lower leaf-surface, and the inflorescence and fruit characters of this type, suggest, at first sight, its identity with *M. caloneurus* GILG. The petioles are, however, shorter than in *M. caloneurus,* and the upper surface of the *mature* leaves is provided with a distinct indumentum of simple and, generally, stellate or tufted hairs; this feature allies *M. Dawei* with *M. hypoleucus* (WELW.) GILG and *M. angolensis* DE WILD.

### *Monotes Pearsonii* BANCROFT sp. nov.

*Arbor* circiter 6 m. alta; ramuli brunnei tenuiter striati, reliquiis indumenti brevis instructi. *Folia* mediocria, plerumque obovata, 6.6-9.1 cm. longa, 3.2-6.5 cm. lata, apice truncata vel leviter emarginata, saepe evidenter mucronata, basi truncata rotundata vel levissime cordata; pagina superior opaca, visu ob reliquias pilorum simplicum et stellatorum et ob glandulas resiniferas sparse atque subtiliter granu-

lata, basi glandulam parvam orbiculatam inconspicuam ferens; pagina inferior pilis brevibus densis omnino induta; costa cum nervis lateralibus supra impressa, subtus prominens; nervi laterales utrinque 12-14, marginem fere attingentes et juxta saepe furcati; nervi tertii ordinis et rete venarum supra indistíncti, subtus prominuli; petiolus pilis simplicibus et stellatis breviter tomentosus, supra teres vel levissime canaliculatus, 1.6-2.1 cm. longus, *Inflorescentiae axes* tomentosi, circiter 4.3-8.0 cm. longi. *Flores* haud visi. *Fructus* (vix maturus) rugosus tomentosus globosus, 1.8 cm. diametro, apice depresso styli basi punctata terminatus; calycis lobi accrescentes laete coccinei membranacei venosi, rete venarum utrinque prominente, usque ad 8 cm. longi et 2 cm. lati (maturitate evidenter permagni), apice acuti, basin versus in unguem 0.8 cm. latum attenuati ungues haud contigui.

OCCURRENCE

South Angola: fruiting May 8, 1909, very conspicuous in open forest in lower part of pass leading down to Lubango, at an altitude of about 1785 m., H. H. W. PEARSON 2649 (type in Kew Herbarum, and duplicate at Imperial Forestry Institute, Oxford).

AFFINITIES

The characters of the upper leaf-surface in this species are similar to those in *Monotes discolor* R. E. FR. and *M. kapiriensis* DE WILD., there being many round-headed resinous hairs (giving a granular appearance) and, even in the mature leaves, a sparse residual indumentum of simple and tufted hairs. In leaf-size and proportions, *M. Pearsonii* is quite distinct from the allied species, and its fruits are especially characteristic, with their long, narrow and pointed wings, ungulate at the base, and of bright scarlet colour in the fresh condition.

The Imperial Forestry Institute,
University of Oxford.
Feb. 29, 1936.

II

# NOVAS ESPÉCIES DA FLORA DE ANGOLA

*por*

A. W. EXELL e F. A. MENDONÇA

***Cleome mossamedensis*** EXELL & MENDONÇA, sp. nov.

*Herba* erecta, caule dense vel subdense glanduloso-piloso. *Folia* apicem versus 3-foliolata basin versus 3-vel 5-foliolata, petiolo ad 4.5 cm. longo glanduloso-piloso, foliolis ellipticis vel obovato-ellipticis apice acutis basi cuneatis, 6-22 × 2.5-9 mm., apicem versus minoribus glanduloso-pilosulis vel glanduloso-pubescentibus. *Flores* pedicellati, pedicello ad 2 cm. longo glanduloso-pubescenti, in racemos terminales 15-20 cm. longos dispositi. *Sepala* oblanceolata, 8-9 × 2-3 mm., glanduloso-pubescentia. *Petala* obovata unguiculata, 15-17 × 7-9 mm., glabra. *Stamina* 8 fertilia, filamentis 13-18 mm. longis, antheris adultis convolutis. *Capsula* lineari-oblonga, ad 50 × 2.3 mm., glanduloso-papillosa, gynophoro gracile 10-12 mm. longo.

ANGOLA. Mossâmedes: nos campos perto do mar, *Welwitsch* 966 (Herbario do British Museum, pro parte; Lis. U); próximo do Giraul, *Welwitsch* 967 (Herbario do British Museum, pro parte, tipo; Lis. U). Benguela: arredores de Benguela, *Welwitsch* 965 (Lis. U, pro parte).

Esta espécie é muito próxima de *Cleome foliosa* Hook. f. mas tem cápsulas e fôlhas glanduloso-pubescentes ou glanduloso-papilosas não densamente glanduloso-pilosas. Os folíolos são também maiores.

***Cleome Johnstonii*** EXELL & MENDONÇA, sp. nov.

*Herba* erecta, caule dense glanduloso-pubescenti. *Folia* 5-foliolata sessilia vel brevissime petiolata, foliolis ellipticis, 6-10 × 3-5 mm., dense glanduloso-pubescentibus (folia infe-

riora desunt). *Flores* pedicellati, pedicello ad 2 cm. longo dense glanduloso-pubescenti, in racemos terminales c. 8 cm. longos dispositi. *Sepala* oblonga, 10-11×2.5-3 mm., glanduloso-pubescentia vel glanduloso-papillosa. *Petala* anguste obovata apice rotundata basi cuneata unguiculata, 20×8 mm., glabra. *Stamina* 8 fertilia, filamentis ad 28 mm. longis, antheris adultis convolutis. *Capsula* lineari-oblonga, ad 60×2.5 mm., subsparse glanduloso-papillosa, gynophoro ad 2 cm. longo.

ANGOLA. Mossâmedes: R. Croque (=rio Coroca), H. *H. Johnston* s. n. (Herbario de Kew, tipo).

Esta espécie é também próxima de *Cleome foliosa* Hook. f. mas tem fôlhas quási sésseis (pelo menos as fôlhas apicais) e cápsulas muito menos densamente glandulosas. Temos apenas o ápice do caule com flores, frutos e fôlhas apicais.

## ***Ritchiea Carrissoi*** EXELL & MENDONÇA, sp. nov.

*Frutex* scandens, ramulis glabris. *Folia* 1- vel 3-foliolata petiolata, petiolo gracile 1.5-2.5 cm. longo glabro, foliolis breviter petiolulatis, petiolulo 1-2 mm. longo, ellipticis vel late ellipticis apice acuminatis apiculatis basi rotundatis fere aequilateralibus pro genero parvis, 4-6.5×2-3.5 cm., omnino glabris, costa media subtus prominula, costis lateralibus 5-7 paris supra vix conspicuis subtus prominulis. *Flores* pedicellati, pedicello 8-16 mm. longo glabro, in racemos breves paullo supra-axillares dispositi, pedunculo 4-8 mm. longo. *Sepala* lanceolata vel ovato-lanceolata, 20-24×9-10 mm., margine tomentella. *Petala* 4 linearia, 15-28×2-2.5 mm., glabra. *Stamina* numerosa, filamentis 20-27 mm. longis glabris, antheris 3×0.8 mm., glabris. *Ovarium* anguste oblongum, 6×1.5 mm., glabrum, gynophoro 24 mm. longo glabro. [*Fructus* ignotus].

LUNDA: Dundo, trepadeira da floresta hidrófila das margens do rio Lubilache, fl. julho, *Carrisso* e *Mendonça* 137 (Herb. Conimbr.; typus in Herb. Mus. Brit.).

Espécie bem caracterizada pelos folíolos pequenos e racimos curtos, parvifloros.

***Rinorea lualensis*** EXELL & MENDONÇA, sp. nov.

*Arbor* parva, 3 m. alta, ramulis primo pubescentibus demum glabrescentibus. *Folia* alternata petiolata, petiolo 2-5 mm. longo pubescenti, lamina elliptica apice longiuscule acuminata margine inconspicue denticulata vel serrulata basi rotundata, 3-10 × 1-3.5 cm., utrinque glabra, costis lateralibus 7-9 paris. *Flores* graciliter pedicellati, pedicello 5-8 mm. longo pubescenti, in racemos multifloros 6 cm. longos axillares dispositi, rhachide dense pubescenti. *Sepala* ovata, 1.8 × 1.1 mm., puberula. *Petala* lanceolata, 5.5 × 1.7 mm., puberula. *Tubus stamineus* 1.1-1.3 mm. longus margine pubescens, antheris oblongis 1.8-2 mm. longis, connectivo in appendicem lanceolatum, 2.5 × 1 mm., glabrum producto. *Ovarium* subglobosum, 1.2 × 1 mm., glabrum, stylo 2 mm. longo glabro. *Fructus* globosus glaber (immaturus).

Hab. Angola, Cabinda, Maiombe, lugares humbrosos da floresta hidrófila das margens do rio Luali, próximo da residência oficial do Posto de Belize, fl. Nov. *Gossweiler* 7566 (Typus in Herb. Mus. Brit.; Herb. Berol.; Herb. Conimbr.; Herb. Kew.; Herb. Olissip.).

Árvore em miniatura de 3 m. de alta, na sombra das outras árvores da floresta; tronco erecto tortuoso, copa larga, muito ramificada, flores esbranquiçadas.

Êste espécime tem motivado consideráveis dificuldades. Por diversas vezes tem sido considerada ora como *Rinorea gracilipes* Engl. ora como *R. ardisiiflora* (Welw.) Kuntze.

O ovário glabro separa *R. lualensis* de *R. gracilipes*, enquanto que se distingue de *R. ardisiiflora* pelas flores mais pequenas, pedicelos mais delgados, apêndices do conectivo muito mais estreitos e fôlhas mais obsoletamente serradas. Estas três espécies são muito estreitamente afins, mas no estado actual dos nossos conhecimentos parece-nos melhor deixá-las especìficamente separadas.

# ESTUDOS NAS AVEIAS [1)]

## I

## AS AVEIAS PORTUGUESAS DA SECÇÃO *EUAVENA* GRISEB.

*por*

**ARTUR TABORDA DE MORAIS**
Assistente de Botânica na Universidade de Coimbra

OS meus estudos sôbre as aveias começaram há cinco anos quando, como aluno de botânica sistemática, verifiquei nas minhas práticas de florística, a confusão que sôbre elas existia entre nós.

Desde então nunca mais deixei de as estudar e observar no campo e em cultura, seguindo-as de ano para ano; por essa razão o presente trabalho, primeiro de uma série que espero ir publicando, não é um inventário de exemplares de herbário, nem uma cópia de descrições, mas a súmula duma investigação libérrima feita *ab initio* nas próprias searas. Pretendo com êle e com os que se lhe seguirem trazer ao conhecimento, à limitação, à discussão das espécies e à sua filogenia os dados da genética, fundindo numa síntese o que ordinàriamente é estudado em sectores diversos.

Pois não se torna a taxonomia, com a genética, uma ciência experimental?

Êsse trabalho árduo que o naturalista se impõe, e que é afinal a sua pedra de toque, a descoberta dos bons caracteres definidores, excelentes pela constância, apoiando-se apenas na *observação* pela qual há-de distinguir as adaptações ecológicas dos caracteres hereditários, não lho facilita a genética apreciando mais ràpidamente e com maior segurança, pela *experimentação*, o valor dêsses caracteres?

E no entanto os estudos duns são geralmente desconhecidos dos outros, taxonomistas e genèticistas.

---

1) Investigações subsidiadas pelo Fundo Sá Pinto distribuído pelo Senado da Universidade de Coimbra.

Eram êstes os meus propósitos que não podiam, porém, ter inteira realização, se circunstâncias particulares lhes não trouxessem o auxílio que a sua efectivação necessita e que felizmente encontrei no interesse que aos estudos de genética dedica o que foi meu ilustre professor de Biologia, e é actual Ministro da Instrução Pública Ex.mo Sr. Doutor Eusébio Tamagnini, o qual benèvolamente veio ao meu encontro, patrocinando junto do Senado Universitário os trabalhos a que me propuz, colocando à minha disposição as instalações e biblioteca do Instituto que dirige, não me faltando jàmais com o seu conselho e com o estímulo do seu cuidado.

Para êle vão as minhas homenagens, para o Senado Universitário que houve por bem subsidiar êstes trabalhos, o meu reconhecimento e para o Ex.mo Sr. Doutor Luís Carrisso, o Director dêste Instituto, os meus melhores agradecimentos por tudo quanto a sua delicada atenção nos oferece para a realização das indispensáveis condições de trabalho.

**Instituto Botânico Dr. Júlio Henriques, Julho de 1935.**

## OS CARACTERES

Não pretendo neste primeiro estudo mais do que dar notícia de algumas *formas* de aveias que em Portugal crescem ou se cultivam, sem grandes preocupações de sistema; mas para uma imediata compreensão do que vai ler-se é conveniente referir-me, embora brevemente, ao valor de três ou quatro dos principais caracteres.

### FORMA DA PANÍCULA

Há dois tipos extremos de panícula nas aveias: piramidal e unilateral, entre êles se colocando outros de valor intermédio.

No primeiro os ramos distribuem-se regularmente a tôda a volta do eixo principal semelhando uma pirâmide; no segundo tombam-se para um dos lados aí se juntando.

Como isto resulta porém duma *atitude* da planta determinada pela relação entre a rigidez do eixo principal, o pêso das espiguetas e as condições mecânicas dos pedúnculos destas, modifica-se na medida em que aquela relação varia, de tal forma que, por exemplo, na *Avena barbata*, se encontram no comêço da floração panículas piramidais que ao depois, com o desenvolvimento da cariópse, se tombam e tornam unilaterais. Mas, quer nas piramidais, quer nas unilaterais, a inserção dos ramos faz-se a tôda a volta do eixo principal.

Desta forma a apreciação do carácter em herbário é geralmente incerta e no campo necessita de prudência.

E como, por outro lado, o seu comportamento genético,

que foi esclarecido, se revela bastante complicado, êste carácter não tem para o taxonomista o valor que primeiramente se lhe atribuiu.

CÔR DAS GLUMELAS

Consideram-se geralmente quatro côres principais: negra, cinzenta, amarela ou castanho-avermelhada e branca, côres que se sabe dependerem muito estreitamente de circunstâncias do meio como humidade, condições do solo e sobretudo grau de maturação. Na mesma panícula se verifica essa dependência, pois as espiguetas da base, últimas a formarem-se, não atingem, muitas vezes, o desenvolvimento e a maturação completas, conservando côres claras, quando as outras as teem escuras, sendo por estas razões geralmente diminuto o seu valor taxonómico.

PUBESCÊNCIA, ARTICULAÇÕES E ARISTAS DAS ESPIGUETAS

Genèticamente devemos distinguir entre a pubescência pròpriamente da glumela, e a que se dispõe, formando uma coroa, à volta do calo e sôbre os diversos segmentos do ráquis.

Há independência genética entre as duas, isto é, cada uma delas resulta da acção de um factor ou gene próprio, e há, pelo menos, uma ligação *(linkage)* entre o factor que condiciona a pubescência do calo com o ou os que regulam a forma de articulação da espigueta com o pedúnculo, ou das diversas cariopses revestidas das glumelas com as respectivas raquilas e ainda da existência ou ausência de aristas.

Quer dizer a pubescência ou a glabricidade das glumelas constitue um carácter-unidade, o carácter *a*, como aqui o assinalamos; o tipo das diversas articulações existentes na espigueta, as coroas de pêlos à volta do calo ou na base das glumelas inferiores ou a sua ausência, a pubescência ou a glabricidade das raquilas e a existência e morfologia das aristas ou a sua falta, tudo isto constitue outro carácter-unidade, o carácter *b*.

O factor da pubescência das glumelas é, quantitativamente, diminuído na sua eficiência pelo da glabricidade e o carácter *a* apresenta-se então intermédio entre a pubescência normal e a glabricidade completa; o carácter *b* é

dominante na condição da *Avena sativa* sôbre a condição da *Avena sterilis* ou da *Avena fatua*, por exemplo. A dominância do segundo caso não se torna completa mas é muitíssimo marcada, como também no primeiro a condição da pubescência predomina, embora muito atenuada sôbre a da glabricidade.

Do conhecimento experimental dêstes factos resulta o seguinte:

Que morfològicamente a semelhança dos híbridos com um dos progenitores predomina sôbre a do outro e precisamente por um conjunto de caracteres dos mais importantes na organização das inflorescências; por estas razões se explica pois, suficientemente, que tenham sido descritas como variedades de um dos pais e possam ter sido tomadas como formas intermédias a assinalar a evolução nada mais nada menos do que os híbridos das formas diferenciadas e, por conseqüência, que os fundamentos filogenéticos de classificação baseados nestes factos não sejam consistentes, na generalidade. Não queremos neste momento levar mais longe a discussão do assunto, o que faremos noutra ocasião quando pudermos abranger maior número de espécies do que aquele a que se refere êste trabalho, mas desejamos que fique claramente assinalado desde já o fenómeno em algumas das plantas aqui descritas e a sua importância para a sistemática evolucionista.

**AVENA** L., Spec. pl., (1753) 79.

Sect. **Euavena** GRISEB., Spicil. fl. Rumal., II (1844) 452; *Avena sativa* [L., sens. ampliss.] ASCHERSON et GRAEBNER, Syn. d. Mitteleur. Fl., II, 1 (1899) 233.

1. **Avena sterilis** L., Spec. pl. ed. 2, I (1762) 118; THELLUNG, Über die Abstam. den system. West. u. die Kulturgesch. der Saathafer-Arten (Avenae sativae Cosson) in Vierteljahrsschr. Zürich. Naturf. Gesellschat, 56, III (1911) 312, sens. strict.; TRABUT, Contrib. à l'étude de l'origine des Avoines cultivées in Bull. Soc. Hist. Nat. de l'Afrique du Nord, 9 (1910) 150, c. iconog,; BROTERO, Fl. lusitanica, I (1804) 108; WILLK. et LANGE, Prod. Fl. Hisp., I (1861) 67; HACKEL, Cat. rais. des Gram. du Portugal (1880) 19; J. HENRIQUES, Gram. in Bol. Soc. Brot., XX (1905) 83; P. COUTINHO, Fl. Portugal (1913) 81; SAMPAIO, Man. fl. portuguesa, 56.

Planta de elevado porte, robusta. Panícula grande, por fim perfeitamente unilateral e recurvada, com espiguetas de 25-50 mm. nas glumas, bi-tetraspérmicas, caducas na maturação por desarticulação basilar; articulação da espigueta muito oblíqua, alongada, elipsóide ou ovóide, cercada por um anel de grandes pêlos hirsutos; glumelas até 30 mm: as inferiores da 1.ª e 2.ª flores terminadas por dois dentes não setiformes, aristadas, a da 3.ª flor às vezes também aristada mas ordinàriamente sem arista e sem dentes; aristas muito desenvolvidas, até 80 mm., torcidas inferiormente e genicu-

ladas, com columela até 20 mm.; ráquis apenas articulado na base da espigueta; raquila da 2.ª flor pubescente externa e superiormente, as das outras flores glabras, tôdas bastante robustas * (1).

Floresce e frutifica: Abril a Julho.

*Ecologia:* Espontânea nas vinhas, searas, etc.

*Distribuição:* Do Norte ao Sul do país.

var. α **maxima** (PEREZ-LARA) THELL., l. c. (1911) 315; *A. sterilis* L., Spec. pl., ed. 2, I (1762) 118, sens. strictiss.; BROTERO, l. c. (1804) 108; HUSNOT, Gram. (1896-1898) 39, tab. XIII, fig. 4.

Espiguetas muito grandes, com articulações basilares oblongo-ilípticas; glumas de 35-50 mm.; glumelas inferiores das 1.ª e 2.ª flores densamente hirsuto-pubescentes desde a base até à inserção da arista, com pêlos compridos; a glumela inferior da 3.ª flor poucas vezes com pêlos raros e compridos, ordinàriamente glabra bem como as restantes; aristas robustas, molemente pubescentes na columela * v. s.

Est. VI, fig. 24.

*Especímenes:* Coimbra: Penedo da Saudade, PIMENTEL!; Figueira da Foz: Buarcos, F. SOUSA!; Lumiar: «in arvis murisque propre Lumiar frequens», WELWITSCH!; Serra de Monsanto, MOLLER!

var. β **scabriuscula** (PEREZ-LARA) THELL. l. c. (1911) 315; REICH., Icones, I, tab. CVI, fig. 219; HUSNOT, l. c. (1896-1899) tab. XIII, fig. 1-2-3.

Espiguetas ordinàriamente mais pequenas com articulações como na var. α (est. VI, fig. 24) e glumas de 30-40 mm.; aristas glabras mas ásperas * v. v.

Est. I, fig. 1 e 2; Est. VI, fig. 29.

---

(1) Denominamos ráquis todo o eixo da espigueta e raquila o segmento compreendido entre duas flores consecutivas.

Também chamamos articulação, sem mais, àquela que funciona natural e espontâneamente e articulação imperfeita ou pseudo-articulação à que só se manifesta por tracção ou pancada exercida na espigueta.

*Especímenes:* Coimbra: Souselas, T. MORAIS!; Fonte da Mãosinha, MOLLER!; Pinhal de Leiria, G. FELGUEIRAS!; Lezíria da Azambuja, R. DA CUNHA!; Vila Franca: Cevadeiro, R. DA CUNHA!; Lisboa: N. S. da Luz «in muris vetustis et ad agrorum margines ex Benfica usque Cintra», WELWITSCH!; Benfica, S. DA SILVA!; Serra de Monsanto, R. DA CUNHA!; Estoril, P. COUTINHO!; Lavradio, WELWITSCH!; Setúbal: arredores, LUISIER!; Évora: arredores, P. COUTINHO!; Beja: Coitos, R. DA CUNHA!; Margens do rio Chança, DR. PALHINHA, NAVEL e MENDES!; Portimão, MOLLER! J. DE SOUSA!

var. γ *calvescens* TRAB. et THELL. in Vierteljahrssch. d. Zürich Naturf. Gesellschaft, 56, III (1911) 272, 315; *A. sterilis* α TRABUT, l. c. (1910) 151, fig. f-g.

Glumelas glabras (às vezes com raros pêlos?) apenas com o calo das duas primeiras flores viloso ou hirsuto, de pêlos compridos; articulação basilar da espigueta largamente ovóide * v. v.

Est. I, fig. 3 e 4; Est. VI, fig. 30.

Obtida por segregação do híbrido *Avena sativa* × × *sterilis* adiante descrito, T. MORAIS!

2. **Avena fatua** L. Spec. pl. (1753) 80; THELLUNG, l. c. (1911) 319, sens. strict.; WILLK et LANGE, l. c., I (1861) 68; HACKEL, l. c. (1880) 19; J. HENRIQUES, l. c. (1905) 85; P. COUTINHO, Fl. Portugal (1913) 81; G. SAMPAIO, Man. fl. portuguesa, 56.

Panícula piramidal, sub-unilateral ou unilateral recurvada; espiguetas bi-trispérmicas de 15-25 mm. nas glumas, com as flores tôdas aristadas, articuladas, fácil e naturalmente caducas na maturação; aristas geniculadas, negras e torcidas na columela; articulações de tôdas as flores oblíquas a 45.°, ovóides, com um rebordo em forma de ferradura e o calo hirsuto-pubescente; glumela inferior da 1.ª flor até 20 mm., áspera superiormente, bidentada, com dentes de menos de 1 mm., por vezes com outros dois mais pequenos só percep-

tíveis à lupa; raquilas terminadas superiormente por uma ponta articu'a: em forma de losango, hirsuto-pubescentes na parte externa, glabras em pequena extensão na base; às vezes, raramente, a que suporta a 3.ª flor totalmente glabra *.

Floresce e frutifica: Março a Agosto.

*Ecologia:* Vinhas, campos de cultura, muros, margens dos caminhos e terrenos calcáreos.

*Distribuição:* Norte e Centro do país e ilhas dos Açores.

var. α **pilosissima** S. F. GRAY, Nat. arr. Brit., tab. II (1821) 131, fide THELLUNG, l. c. (1911) 320.

*A. fatua* CUSIN, Herb. fl. France (Gram.) XXIV (1874) tab. 147; HUSNOT, l. c. (1896-99) 39, tab. XIII, 1-2-4; COSTE, Fl. France, III (1906) 591, c. iconog.; ARMSTRONG, Brit. Grasses (1917) 75-76, c. iconog.

Glumelas inferiores da 1.ª e 2.ª flores densamente pubescentes até pouco mais da inserção da arista, negras nas espiguetas bem maduras, esverdeadas na extensão de 50 mm. na ponta; pêlos das glumelas e ráquis compridos, até 7 mm., mais densos no calo de cada flor de maneira a formar uma coroa; glumela inferior da 3.ª flor ordinàriamente glabra, às vezes pubescente, e glabra também, algumas vezes, a raquila correspondente. Colmos com nós pubescentes * v. v.

Est. V, fig. 19 a 21; Est. VI, fig. 27.

*Especímenes:* Bussaco, LOUREIRO!; Coimbra: Souselas, (abundante) T. MORAIS!; Açores: Ilha da Graciosa, CARNEIRO, 1002!

var. β **glabrata** PETERM., Fl. d. Bienitz (1841) 13 = *A. intermedia* LINDGREEN, in Lindbl. Bot. Notiser (1841) 151 = *A. fatua* β *intermedia* DUCOMMUN, TASCHENB. Schweiz. Bot.(1869) 863, fide THELLUNG, l. c. (1911) 321.

*A. fatua* L. *intermedia* (LINDG.) HUSNOT, l. c., (1896-99) 5-6; J. HENRIQUES, l. c. (1905) 85; P. COUTINHO, Fl. Portugal (1913) 81; SAMPAIO, Man. fl. portuguesa, 56.

× *Avena mutata* SAMP. in Bol. Soc. Brot., VII (1913) 118.

Glumelas inferiores glabras em tôdas as flores (ou com alguns raros pêlos sobretudo junto à inserção da arista?) mas com coroa de pêlos no calo de cada flor bem como no ráquis; pêlos dos calos chegando a 1/5 do comprimento das glumelas que são de côr clara e sensivelmente do mesmo tamanho que em $\alpha$. Colmos com nós glabros * v. v.

Est. V, fig. 22; Est. VI, fig. 28.

*Especímenes:* Souselas, T. MORAIS!; Lezíria da Azambuja: Alqueidão, R. DA CUNHA!

var. $\gamma$ **intermedia** (LESTIB.) LEJ. et COURT., Cop. fl. Belg., I (1828) 71, non alior, fide THELLUNG, l. c. (1911) 322.

Glumelas mais escassamente pubescentes do que na var. *pilosissima,* com pêlos curtos ordinàriamente claros e a coroa de pêlos da base das flores mais curta do que nas duas variedades antecedentes * v. s.

Est. VI, fig. 25.

*Especímenes:* Vila Franca: Cevadeiro, R. DA CUNHA!

Tenho encontrado desta espécie a variedade *pilosissima* com freqüência ao norte de Coimbra (Souselas) constituindo, por vezes, um elemento apreciável nas forragens de Abril. A sua ocorrência em Portugal não é pois rara como se tem suposto e como o fazem supor os poucos exemplares de herbário. A sua semelhança com a *A. barbata* de que se distingue pela falta constante de setas na extremidade das glumelas, deve tê-la feito passar despercebida aos nossos colectores. Floresce muito cêdo, em Março, sendo das nossas aveias a que primeiro apresenta espiguetas.

NYMAN, Consp. fl. Europaeae p. 81, pregunta se ela existirá na Lusitania. Ora existe não só em Portugal como vai indubitàvelmente até às ilhas do Atlântico não se podendo dizer dela que seja espécie da Europa setentrional.

Sigo há anos o crescimento e reprodução das duas variedades *pilosissima* e *glabrata* e posso certificar que a desarticulação das flores chegada a maturação se faz espontânea e fàcilmente; mas se a planta fôr arrancada antes daquele

estado o funcionamento da articulação torna-se difícil ou é mesmo a raquila que se parte quando tentamos fazer a desarticulação. Desta maneira só são valiosas as indicações dêste carácter quando êle fôr observado nas devidas condições. Os exemplares de herbário, sobretudo, porque são colhidos antes da maturação para poderem conservar intactas as espiguetas, podem induzir em êrro se se não estiver precavido.

O herbário da Universidade de Coimbra possue exemplares do Egito da *Avena Wiestii* Steud. (KNEUCKER: Gramineae exsiccatae n.° 443), que por ASCHERSON e GRAEBNER Syn. Mitteleurop. Flora, II, 242, é indicada como ocorrendo no sul da França, Maiorca, etc.

Fiz um estudo morfológico comparativo dêsses exemplares com os que aqui vão mencionados como pertencendo à *A. fatua* e não pude encontrar caracteres de separação bastantes. Como porém a *A. Wiestii* apresenta $2n = 14$ cromosomas e a *A. fatua* $2n = 42$ cromosomas (Bibl. genet. VI, p. 353) procurei fazer a contagem dêles em preparações dos vértices vegetativos da raiz nos meus exemplares. Êsse exame embora não tenha incidido sôbre bôas figuras de mitose não me permitindo por isso uma contagem exacta, mostrou-me no entanto com segurança que se não tratava da *A. Wiestii*, pois o número devia andar à roda do que é apontado para a *A. fatua*, e, por razões morfológicas, aceites as citológicas que excluiam a *A. Wiestii*, conclui pela identidade da *A. fatua*.

3. **Avena byzantina** C. Koch in Linnaea, XXI (1848) 392, fide THELLUNG.

*A. sterilis* L., sens. ampl., subsp. *byzantina* (KOCH) THELL. l. c. (1911) 316-318.

*A. algeriensis* TRABUT, Compt. Rend. Acad. Sc. Paris, CXLIX, 3, (1909) 228 et Bull. Soc. Bot. France, LVI (1909) sess. extraord. (1910) XLIX et Bull. Soc. Hist. Nat. de l'Afrique du Nord, 9 (1910) 151-158, c. iconog., incl. *A. sterilis* var. $\gamma$, 151, fig. h.

*A. sativa* var. *12. rubida*, KÖRNICKE in Körn. u. Werner

Handb. d. Getreidebaus, I (1885) 207, 214 ex loc. «Algier, Portugal, Unteritalien» fide THELLUNG, l. c. (1911) 317.

*A. byzantina* C. KOCH, in P. COUTINHO, Notas da Flora de Portugal, IV (1918) 4 et, pro parte, Notas Fl. Portugal, II (1915), I (1914), Fl. de Portugal (1913) 81.

*A. sativa* L. var. *lusitanica* SAMP., in Bol. Soc. Brot., VII (1931) 117, pro parte, excl. syn.

*A. sativa* J. HENRIQUES, l. c. (1905) 82.

**Exsicc.** *Avena byzantina* C. KOCH (*A. algeriensis* TRABUT) Herb. VON A. THELLUNG, Zürich, in Herb. Univ. Lisboa.

Planta de colmos robustos. Panícula aberta, mais ou menos piramidal ou subunilateral; espiguetas bi-trispérmicas, não caducas; glumas bastante grandes de 25-35 mm.; glumelas glabras, lisas e lusidias excepto na ponta, de côr ligeiramente avermelhada; base da 1.ª flor com uma articulação imperfeita, pequena, moderadamente inclinada a ± 45.°, não muito côncava, com calo pouco desenvolvido coberto por uma coroa de pêlos raros atingindo 1/3 a 1/4 do comprimento da glumela respectiva; as outras flores, não articuladas, apenas se separando entre si por fractura da raquila; quási sempre tôdas as flores aristadas, com arista até 35 mm. na flor inferior; aristas finas e frágeis, muito pouco torcidas, flexuosas, não negras ou ligeiramente anegradas inferiormente, nunca geniculadas e sem columela distinta. Pela acção da debulha as espiguetas separam-se do pedúnculo devido ao funcionamento da articulação basilar e tôdas as sementes se conservam geralmente presas entre si, ou se separam umas das outras mas por fractura das respectivas raquilas * v. v.

Est. II, fig. 7 a 10; Est. VII, fig. 23.

Floresce e frutifica: Maio a Julho.

*Ecologia:* Geralmente cultivada.

*Distribuição:* Centro e Sul do país.

*Especímenes:* Estarreja, MENDONÇA!; Bussaco: Monte Redondo, T. MORAIS!; Coimbra: Souselas, T. MORAIS! Ferreira do Zézere, T. ROSA!; Serra da Arrábida: Picheleiro, DR. PALHINHA e MENDES!; Algarve: Faro e Estoril, MENDONÇA!

Parece que a primeira menção desta espécie em Portugal é a de KÖRNICKE como *A. sativa* var. *rubida* em 1885 conforme foi indicado. Os botânicos portugueses não a mencionaram porém até à publicação da Flora de Portugal (1913) e Notas da Flora de Portugal I (1914) do Sr. Prof. PEREIRA COUTINHO onde no entanto aparece confundida com a *A. sativa* fazendo-se a redução de tôdas as formas desta àquela, o inverso sucedendo no trabalho do Sr. Prof. GONÇALO SAMPAIO no Bol. da Soc. Brot. (1931) em que se referem tôdas as formas da *A. byzantina* à *A. sativa*.

De facto as duas aspécies distinguem-se perfeitamente por caracteres valiosos pela sua constância e rigorosa transmissão hereditária, os quais são, principalmente, os que proveem do processo das articulações florais e os da posse e morfologia das aristas.

As suas aptidões fisiológicas e nosologia são também diversas e até sob o ponto de vista filogenético se consideram afastadas uma da outra, dando-lhes origens diversas, segundo é geralmente admitido. Foram as observações de TRABUT que, sobretudo, concorreram para o perfeito conhecimento que hoje se possue dos caracteres diferenciais das duas espécies, o que êle sintetizou dando à espécie aqui descrita como *A. byzantina* o binome de *A. algeriensis*.

THELLUNG, depois, pelo exame de exemplares autênticos da *A. byzantina* de KOCH [l. c., (1911) 316] provenientes do herbário de Berlim, concluiu pela identidade entre a *A. algeriensis* e a *A. byzantina*, binome êste que deve ser usado.

Foi, por conseqüência, sòmente após os estudos daqueles dois botânicos, o primeiro reconhecendo na Natureza e definindo com rigor a individualidade das formas de *A. sativa* e *A. algeriensis*, o segundo estabelecendo, da melhor forma, a sinonimia *A. algeriensis* = *A. byzantina*, que o binome *A. byzantina* se generalizou aplicado às formas que acima descrevemos como tais e que não é lícito hoje confundir com as da *A. sativa*. Alguns genèticistas americanos teem ainda recentemente, é certo, denominado *A. sterilis culta* o que neste trabalho se apresenta como *A. byzantina*, mas, em todo caso, sem confusão possível com a *A. sativa* tal como vai definida mais adiante.

Certamente antes destas investigações outro significado se deu ao binome de KOCH:

LEDOUR, Fl. Rossica, IV (1853) 412: *A. byzantina* = *A. hybrida* PETERM. COSSON, Expl. de l'Algérie, II (1854) 113: *A. byzantina* = *A. fatua* var. *glabrescens*. TRABUT, Bull. Soc. His. Not. etc. (1910) 158: *A. byzantina* = *A. fatua* var. *glabrescens* COSSON. BOISSIER, Fl. Orientalis, V (1884) 544: *A. byzantina* = *A. fatua* β *glabrescens* COSSON etc.

Pode por conseqüência afirmar-se que a *A. byzantina* C. KOCH existe em Portugal largamente espalhada pelo menos no centro e sul e pelas minhas observações, em particular, posso certificar que é bastante cultivada nos arredores de Coimbra, ao norte, sobretudo em mistura com a *A. sativa*, sendo tudo conhecido vulgarmente pelo nome de *Aveão* em contraposição à *A. strigosa* que denominam simplesmente *Aveia*. Igualmente pude averiguar, pela memória dos vivos, que, por exemplo, em Souselas, pequena povoação ao norte de Coimbra, a antiga cultura era a de *A. strigosa*, tendo a introdução do *Aveão* há coisa de 50 anos, feito diminuir pouco a pouco a cultura daquela em proveito da das *A. sativa* e *A. byzantina*.

4. **Avena sativa** L., Spec. pl. (1783) 79; CUSIN, l. c., XXIV (1874) tab. 142; DUTHIE, Fodder Grasses (1888) tab. E; FIORI et PAOL., Fl. Ital., I (1895) 74, c. iconog.; HUSNOT, l. c. (1896-99) 38, tab. XIII; COSTE, l. c. (1906) 591, c. iconog.; TRABUT, Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord, 9 (1910) 155, c. iconog.

*A. fatua subuniflora* TRAB. idem, 158-159, fig. 3-4.

*A. fatua* L. sens. ampl., subsp. *sativa* (L.) THELL., l. c. (1911) 325.

*A. agraria mutica* BROT., l. c. (1803) 106.

*A. sativa* L., HACKEL, l. c. (1880) 19; J. HENRIQUES, l. c. (1905) 82; P. COUTINHO, Fl. Portugal (1913) 81, Notas da fl. Portugal, I (1914) 6, II (1915) 3, IV (1918) 4, VII (1930) 3; SAMPAIO, Man. fl. portuguesa, 56.

*A. sativa* var. *mutica* ALEF et pro parte var. *lusitanica* SAMP. in Bol. Soc. Brot., VII (1931) 117.

**Exsicc.** Fl. selecta exsicc., CH. MAGNIER, 724!; Jard. Kew,

in Herb. Univ. Lisboa!; LOSCOS in Herb. WILLKOMM Univ. Coimbra!

Planta de colmos robustos e fôlhas largas. Panícula aberta ou contraída, direita, perfeitamente piramidal ou unilateral *(A. orientalis)*; espiguetas 1-2-trispérmicas não caducas; glumas de 12-35 mm.; glumelas glabras lisas e lusidias, ásperas na ponta, menos afiladas do que na *A. byzantina*, amarelas, acinzentadas ou negras; tôdas as flores com articulação imperfeita e pequena superfície articular, ligeiramente oblíqua ao eixo da flor na base da espigueta, perpendicular nas outras flores; espigueta com um anel de escassos e curtos pêlos na base, ordinàriamente mais curtos do que na *A. byzantina;* ráquis glabro; só a flor inferior aristada, com arista geniculada, de columela negra e torcida, ou sem joelho, nem columela, nem côr preta, mas jàmais as outras flores aristadas, às vezes tôdas múticas.

Pela acção mecânica da debulha as sementes separam-se entre si e do pedúnculo da espigueta pelo funcionamento das respectivas pseudo-articulações * v. v.

Est. III, fig. 11 a 14.

Floresce e frutifica: Maio a Julho.

*Ecologia:* Cultivada.

*Distribuição:* Quási todo o país, sobretudo Centro e Sul.

*Especímenes:* Margens do Tejo: Malpica e Vila Velha, R. DA CUNHA!; Évora, P. COUTINHO!; Alentejo: entre Reguengos e o Guadiana, DR. PALHINHA e MENDES! in Herb. Univ. Lisboa sub *A. byzantina* C. KOCH.

Traz-os-Montes: Arogoselo, P. COUTINHO (Notas fl. Portugal VII); Estarreja, MENDONÇA!; Bussaco: Monte Redondo, T. MORAIS!; Coimbra: Souselas, T. MORAIS! Cruz de Celas, F. SOUSA! Choupal, MOLLER!; Figueira da Foz, F. SOUSA!; Pinhal do Urso: campos marginais, MENDONÇA!; Serra de Monsanto, R. DA CUNHA;! Cazevel, MOLLER !; Portalegre, MOLLER!; Alentejo: Redondo, P. SIMÕES!; Algarve: Estoi, MENDONÇA!

Alternativamente admitida e negada pelos botânicos portugueses a existência desta espécie em Portugal, foi ùltimamente considerada, como rara, na província de Traz-os-

-Montes pelos nossos dois grandes botânicos senhores professores PEREIRA COUTINHO e GONÇALO SAMPAIO [respectivamente, «Notas da flora de Portugal, VII (1930) 3 e Bol. Soc. Brot., VII (1931) 117].

Apresentada primeiramente como *A. agraria mutica* BROT. (Fl. Lusitanica) depois como *A. byzantina* C. KOCH (P. COUTINHO, Notas da fl. de Portugal, I-II) a sua distinção é no entanto necessário fazer-se com rigor até sob o ponto de vista do interesse agrícola, visto como a *A. byzantina* e a *A. sativa* se comportam diferentemente perante vários factores edáficos e climáticos. A primeira, mais resistente à secura segundo o testemunho dos autores e, parece, suportando mesmo uma certa salinidade do solo, é provàvelmente a que sobretudo convém ao nosso Alentejo onde mais se cultiva a Aveia.

A definição das suas variedades culturais que entre nós vivem é trabalho que esperamos realizar e ao qual nos vamos aplicar. E tanto a *A. sativa* apresenta, em regiões onde já foi cuidadosamente estudada como na América e Rússia, grande número de variedades culturais, assim a *A. byzantina* se mostra relativamente constante, tendo fornecido pequeno número de variedades até hoje.

É possível reconhecer entre nós qualquer variedade botânica caracterizada pelo maior tamanho das espiguetas? Pela simples observação de populações não seleccionadas penso que não, visto que se encontram valores no comprimento das espiguetas insensível e gradualmente crescentes desde as mais pequenas de 12 mm. até às maiores de 35 mm. E em todo o caso não são exclusivas de Portugal as formas de grandes glumas. Nos exemplares existentes no herbário da Universidade de Coimbra, provenientes de diversos pontos da Europa, encontram-se espiguetas cujas dimensões são: 28-20-25-23-27-22-21-24 mm. etc.

A *A. byzantina* apresenta como a *A. sativa* grandes glumas, mas não sofre uma tão extensa variação nas suas dimensões, faltando entre ela as formas de espiguetas mais pequenas.

Parece-nos que não será de todo descabida a apresentação, lado a lado, de curtas diagnoses diferenciais das duas espécies.

| *A. sativa* | *A. byzantina* |
|---|---|
| Tôdas as flores da espigueta com pseudo-articulação quási perpendicular ao eixo; | Só a flor inferior da espigueta com pseudo-articulação oblíqua; |
| raquila entre o primeiro e segundo fruto desarticulando-se durante a debulha na base do 2.º fruto, ficando portanto prêsa ao fruto inferior como um apêndice ascendente; | raquila entre o primeiro e segundo fruto quebrando-se na debulha pela parte inferior, ficando portanto prêsa ao fruto superior como um apêndice descendente; |
| arista quási sempre negra, geniculada e torcida na columela (às vezes nula) presente só na flor inferior; | aristas mais ou menos verdes e não torcidas nem geniculadas, flexuosas, frágeis, existentes em tôdas as flores, raras vezes existindo apenas na inferior (totalmente ausentes numa variedade americana); |
| base da flor inferior mais geralmente com um fascículo de pêlos mais ou menos compridos. | base da flor inferior com um fascículo de pêlos ordinàriamente atingindo em comprimento metade da glumela. |

A prova de desarticulação do 2.º fruto da *A. sativa* faz-se muito simplesmente puxando na direcção do ráquis pelos frutos da espigueta (1).

5. **Avena fatua** × < **sterilis** Florel, Inheritance of type of floret separation and other characters in interspecific crosses in oats in Journ. of Agricult. Research 43, 4 (1931) Pl. 1, fig. B-E-H et Pl. 5, fig. B.

(1) As figuras publicadas pelo Sr. S. Vasconcelos nos seus «Elementos para o estudo da classificação das Aveias (1930)» reproduzem fielmente a morfologia das duas espécies *A. sativa* e *A. byzantina.*

*A. Ludoviciana* DUR. in Act. Soc. Linn. Bordeaux, XX (1855) 37-47.

*A. sterilis* var. β. *minor* COSS. et DUR., Expl. sc. Algérie, Botanique (1854-97) 109.

*A. sterilis* var. *Ludoviciana* HUSNOT, l. c. (1896-99) 39.

*A. sterilis micrantha* TRAB., l. c. (1910) 151, fig. d.

*A. sterilis* subsp. *Ludoviciana* (DUR.) GILL. et MAGN. var. β *psilathera* THELL., l. c. (1911) 313-314 [excl. var. *glabrescens* DUR.].

*Avena Ludoviciana* DUR., WILLK et LANGE, l. c. (1861) 67; J. HENRIQUES, l. c. (1905) 84; P. COUTINHO, Fl. Portugal (1913) 81.

*A. sterilis* raç. *Ludoviciana* DUR., SAMPAIO, Man. fl. portuguesa, 56.

**Exsicc.** SCHULTZ, Herb. normale Cent. 4, 386 (1855) Dec. et rec. DURIEU de MAISONNEUVE in Herb. Univ. Lisboa et Herb. WILKOMM in Univ. Coimbra sub *A. Ludoviciana* DUR.

É êste híbrido muito semelhante à *Avena sterilis* var. *scabriuscula* de que se distingue só pelas espiguetas mais pequenas de aproximadamente 25 mm., pelas aristas não tão robustas, pelos pêlos das glumelas mais curtos e mais raros do que na *A. sterilis* vars. *maxima* e *scabriuscula* e porque a articulação das espiguetas é nìtidamente intermediária na forma e na inclinação entre a da *A. sterilis* e a da *A. fatua*, sendo porém certo que morfològicamente é muito difícil de distinguir entre êste híbrido e algumas formas da *A. sterilis* * v. s.

Est. I, fig. 5 e 6; Est. VI, fig. 26.

*Observação:* Não me tendo sido possível identificar com segurança os poucos exemplares que nos herbários das Universidades de Coimbra e Lisboa figuram com êste nome, nenhumas indicações faço relativamente ao aparecimento ou distribuição dêste híbrido em Portugal.

Cremos que é a primeira vez que se apresenta a *A. Ludoviciana* DUR. como de origem híbrida e constituição heterozigótica. O facto exige por conseqüência justificação precisa e sinonimia rigorosa. O estabelecimento desta ficou feito acima com o nosso melhor cuidado; a justificação

vamos fazê-la agora, assim como apresentar algumas observações críticas a propósito da morfologia do híbrido.

As experiências de hibridação entre a *A. sterilis* e a *A. fatua* deram origem a um produto que nos parece, sob o ponto de vista morfológico, rigorosamente igual à referida *A. Ludoviciana* excepto no caracter de cariopse aguçada em bico que os autores mencionam na *A. Ludoviciana*, de que nada sabemos nós no híbribo artificial e que também não conseguimos, é verdade, observar nos exemplares autênticos que possuímos.

À parte isto, as gravuras que indicamos de FLORELL são convincentes. Nada no exame dos exemplares de exsiccata referidos se nos afigura afastar-se do que nos é dado observar naquelas gravuras e vários outros factos parecem indicar a verdade daquela concepção.

Assim: é muito curiosa a observação que a propósito da sua variedade *minor* fazem COSSON et DURIEU, l. c., e que transcrevo: «Pelo porte esta variedade aproxima-se muito da *A. fatua* de que se distingue fàcilmente pelas flores superiores não articuladas e pelo pedículo da flor estéril glabro». Ora pelo porte a *A. sterilis* é bastante diferente da *A. fatua;* a glabricidade da 3.ª flor (flor estéril da descrição) é que não é facto exclusivo da *A. Ludoviciana* em comparação com a *A. fatua* pois se encontra às vezes, ainda que raramente, na *A. fatua* e é normal na *A. sterilis.*

6. **Avena sativa>×sterilis** Mor.; Cf. FLORELL, l. c. (1931) 374 et Pl. 2, Pl. 5 fig. E, fig. 1 pág. 373.

*A. fatua* L. sens. ampl., subs. *sativa* (L.) THELL., forma vel varietas *subpilosa* THELL. in Berv. Schweiz. Bot. Gas. XXVII/XXIX (1920) 172.

Similis *Avenae sativae* L. sed differt palea inferiore primae floris parce villosa et pseudo-articulo spiculae obliquiore * v. v.

Est. IV, fig. 15-18.

Floresce e frutifica: como a *A. sativa.*

*Ecologia:* Nas searas, aqui e ali.

*Distribuição:* Com a *A. sativa* por todo o país?

*Especímenes:* Coimbra: Souselas, T. MORAIS!

Quando o trabalho de FLORELL chegou às minhas mãos tinha eu já obtido a segregação dêste híbrido natural e reconhecido assim a sua verdadeira natureza. O estudo dêsse caso será feito num outro trabalho a publicar. No entanto quero já acentuar que há uma importante diferença entre o híbrido que eu encontrei e a que me refiro, o qual possue na base do segundo fruto uma pseudo-articulação que funciona exactamente como a da *A. sativa*, e o híbrido que artificialmente FLORELL conseguiu em que o segundo fruto apenas se separa por fractura da respectiva raquila, tal como sucede na *A. sterilis* (FLORELL, l. c., pl. 5, fig. E.)

O que o agrónomo e professor auxiliar do Instituto Superior de Agronomia de Lisboa Sr. A. Vasconcelos menciona como *Avena grandiglumis* var. *hirsuta* (?) nos seus «Elementos para o estudo da classificação das Aveias, (1930)» é certamente êste híbrido.

Há porém um facto que as minhas culturas me permitiram já verificar e cuja discussão não cabe neste lugar, devendo-se-lhe porém uma breve referência: é que as formas heterozigóticas se estabilizam, pelo menos relativamente, depois de, em gerações anteriores, terem mendelizado duma forma regular; assim me sucedeu com êste mesmo híbrido o qual havendo mendelizado na segunda geração se manteve constante na terceira, como igualmente não mendelizaram várias plantas com o mesmo fenótipo provenientes de sementes encontradas e colhidas nas searas. Identicamente procurando obter a disjunção do híbrido *A. fatua*×*sativa* com sementes colhidas no campo encontrei-me na presença de formas estabilizadas. Que não sirva pois êste facto de negação à sua origem.

7. **Avena fatua**×<**sativa** ASCH. et GRAEBN., Syn. Mittel. Fl., II, 1, 243 (1902).

*Avena fatua* L. var. *transiens* HAUSSKN., Über die Abstam. des Saathabers in Mitheil. des Botan. Vereins f. Gesarmthüringen, III, 238, fig. IV et V (1885) fide THELLUNG, l. c. (1911) 324.

**Exsicc.** DÖRFLER, Herb. normale n.º 3387 leg. HAUSSKNECHT (1895)! KNEUCKER, Graminae exsiccatae XII, Lieferung (1903) n.º 333, leg. WOLF, sub *Avena fatua* L.

Panícula piramidal, direita, firme como na *A. sativa*; espiguetas geralmente bifloras, pequenas, uniaristadas na flor inferior; arista geniculada com columela negra e torcida ou apenas flexuosa e não negra; glumas até 32 mm.; glumelas até 26 mm., negras como na *A. fatua* var. *pilosissima*; glumela inferior da 1.ª flor mais ou menos pubescente desde a base até à inserção da arista, as outras glabras; articulação da base das espiguetas imperfeita e pequena como na *A. sativa*, só um pouco mais oblíqua e um pouco mais fácil, sem que no entanto as espiguetas se tornem expontâneamente caducas na maturação; a 2.ª flor com articulação rudimentar e processo de separação inteiramente como na *A. sativa*. Plantas jóvens com as baínhas das fôlhas densamente pubescentes e o limbo ciliado, pelo menos na variedade α *.

Floresce e frutifica: Maio a Junho.

*Ecologia:* Incultos e searas.

*Distribuição:* Centro do País.

var. α **transiens** (HAUSSKN.) MOR.

Espiguetas geralmente bispérmicas, glumelas até 15 mm.; pêlos do calo da base da espigueta compridos, até 4 mm.; pubescência da glumela inferior da primeira flor abundante; arista geniculada com columela negra e torcida * v. v.

Est. V, fig. 32-33; Est. VII, fig. 31.

*Especímenes:* Coimbra: espontânea no Jardim Botânico, T. MORAIS!

var. β **major** MOR., n. v. (1).

Espiguetas geralmente trispérmicas; glumelas maiores, até 26 mm.; pêlos do calo da base da espigueta mais curtos, até 2 mm.; pubescência da glumela inferior da primeira flor mais tenue, mais mole e menos abundante do que em α; aristas flexuosas e não negras * v. s.

*Especímenes:* Coimbra: Sete Fontes, F. SOUSA!

As diferenças morfológicas entre os exemplares do

---

(1) Differt praecedenti spiculis majoribus plerunque trispermatibus glumellis usque 26 mm. longis, aristis flexuosis, pilibus coronae calli minoribus usque 2 mm.

Jardim Botânico e os de Sete Fontes levaram-nos a distinguir estas duas variedades, resultado, certamente, da própria diferenciação varietal de um dos pais, a *A. sativa*, que fornece os caracteres dominantes.

A comparação dos nossos exemplares com o exemplar autêntico do próprio HAUSSKNECHT acima indicado torna esta determinação muito segura. Apenas se afastam daquele os nossos exemplares do Jardim Botânico em possuirem espiguetas um pouco menores e pubescência mais regular, um pouco mais abundante e com pêlos mais compridos.

O exemplar de WOLF, se apresenta pubescência idêntica àqueles, mostra por outro lado irregularidade no número de flores que vão até três e nas aristas, que, umas vezes, se apresentam não geniculadas, não torcidas nem anegradas inferiormente, e outras faltam completamente.

8. **Avena byzantina** > × **sterilis** Mor., n. h.

*A. sterilis* L., sens. ampl., subsp. *byzantina* (KOCH.) THELL., var. vel f. *induta* THELL., Die Übergansformen vom Wildhafertypus (Avanae agrestes) zum Saathafertypus (Avenae sativae) in Rec. des Trav. bot. néerlandais XXV (1928) 431.

Similis *Avenae byzantinae* KOCH differt palea inferiore primae floris parce villosa * v. s.

Esta forma está para a *A. byzantina* descrita (pág. 56-62, Est. II, fig. 7-10) como a *A. sativa* × *sterilis* MOR. (pág. 67-68, Est. IV, fig. 15-18) está para a *A. sativa* L. (pág. 62-63, Est. III, fig. 11-14).

Floresce e frutifica: Como a *A. byzantina*.

Ecologia: Searas.

*Distribuição:* Centro do País e outros pontos (Vasconcelos, onde?)

*Especímenes:* Coimbra: Gorgolão, F. SOUSA!

Só quando êste trabalho estava quási composto e impresso me chegaram ao conhecimento algumas panículas dêste híbrido trazidas pelo conservador do Instituto, Francisco de Sousa. Vai por isso esta notícia desacompanhada de gravuras, sendo porém as comparações acima

indicadas perfeitamente esclarecedoras da sua morfologia. A presunção dêste híbrido funda-se em razões de paralelismo com o comportamento da espécie no cruzamento com outras como *A. fatua*, por um lado, e no da *A. sterilis* com o da *A. sativa*, por exemplo, por outro lado; duma maneira geral, na genética do grupo.

Não tenho noticia nêste momento da menção dele ocorrendo natural ou experimentalmente. O Sr. Eng. Agrónomo J. Vasconcelos refere a existência desta forma em Portugal no seu trabalho «Acêrca da classificação das Aveias» (1935) 40, denominando-a *Avena byzantina* C. KOCH. var. *piloso-rubida*.

* * *

De quási tôdas as formas descritas possuo a experiência do seu comportamento ecológico e hereditário; submeto-me porém à autoridade dos autores na distinção entre *A. sterilis* var. α *maxima* e *A. sterilis* var. β *scabriuscula* e na concepção da *A. fatua* var. γ *intermedia*. Nada sei do comportamento desta; no entanto levado pelo que conheço da *A. barbata* Pot. onde formas que estão para o tipo da *A. barbata*, quer dizer, apoucadas na pubescência das glumelas (comprimento e densidade dos pêlos) e nas dimensões das espiguetas, como a *A. fatua* var. γ *intermedia* está para a *A. fatua* var. α *pilosissima* se me revelaram como formas ecológicas produto de um solo pobre, poderia pensar-se também a *A. fatua* var. γ *intermedia* não tem individualidade genotípica.

Denominei como espécie o que geralmente, nos últimos tempos, é considerado pelos autores como subespécies de espécies amplamente concebidas. Que elas são no entanto bem espécies lineanas pela morfologia mostra-o até o facto de terem sido assim delimitadas e descritas pelo próprio Lineu; que, por considerações de ordem genética, sobretudo as relativas à simplicidade numérica das diferenças factoriais entre umas e outras, devam antes ser relegadas para grupos subordinados à espécie, é assunto que não vamos agora aqui discutir, e que para o nosso fim se nos afigura de importância secundária.

RÉSUMÉ

Nous avons décrit:

*Avena sterilis* L. variétés α *maxima* (PEREZ LARA) THELL., β. *scabriuscula* (PEREZ LARA) THELL., et γ *calvescens* TRAB. et THELL.

*Avena fatua* × *sterilis*

*Avena byzantina* KOCH.

*Avena fatua* L. variétés α *pilosissima* S. F. GRAY, β *glabrata* PETERM. et γ *intermedia* (LESTIB.) LEJEUNE et COURTOIS.

*Avena sativa* L.

*Avena fatua* × *sativa* ASCH. et GRAEBN. (= *A. fatua* var. *transiens* HAUSSKN.) varietés α *transiens* (HAUSSKN.) MOR. et β *major* MOR.

*Avena sativa* × *sterilis* MOR.

De ces espèces ou variétés sont indiquées pour la première fois au Portugal les suivantes:

*Avena sterilis* var. γ *calvescens* et *Avena fatua* × *sativa*.

Nous avons reconnu, le premier, supposons nous, les hybrides naturels *Avena sativa* × *sterilis* duquel nous avons suivi la descendance et obtenu la ségrégation attendue (nous en parlerons dans un autre travail) et *Avena byzantina* × *sterilis*;

Nous avons établi aussi l'origine hybride de l'ancienne *Avena Ludoviciana* Dur. comme étant *Avena fatua* × *sterilis*. Pour cela nous avions des exemplaires authentiques de l'*Avena Ludoviciana* et l'étude cité sur l'hybridation artificielle des Avoines, de FLORELL;

Nous croyons avoir établi rigoureusement l'existence au Portugal de l'*Avena byzantina* et de l'*Avena sativa*, toutes les deux largement cultivées au Portugal du Nord au Sud, et dont nous avons donné les caractères différenciels;

Nous avons vérifié l'abondance de l'*Avena fatua* au Portugal;

Nous avons aussi vérifié l'equivalence phénotypique des *Fatuoides* (selon Stanton) des généticiens à *Avena fatua* L. var. β *glabrata* PETERM. et des *Steriloides* à *Avena sterilis* L. var. γ *calvescens* TRAB. et THELL. (Voyez explic. des est. V et I).

# ESTAMPAS

FOTOGRAFIAS do autor obtidas à luz natural: as das Est. I, V e VI em filme *Perutz* e *Leica* equipada com objectiva de 5 cm. de foco; as das Est. II, III, IV e VII em chapas *Perutz*, com objectiva *Zeiss* de 15 cm. de foco.

Êste trabalho constitue a primeira parte duma dissertação para doutoramento em Ciências Biológicas a realizar na Universidade de Coimbra.

# ESTAMPA I

Ampliações × 8

### *Avena sterilis* L. var. β *scabriuscula* (Perez-Lara) Thell.

Fig. 1 — Perfil da base da espigueta.

Observe-se a inclinação da superfície articular relativamente ao eixo da espigueta, a pubescência e as dimensões dos pêlos do calo e a pubescência da glumela inferior.

Fig. 2 — Base da espigueta vista pelo lado da articulação com o pedículo.

Observe-se a forma da superfície articular e a pubescência da raquila da 2.ª flor.

Esclarece-se todavia que na fotografia esta elípse articular é um pouco mais contraída no seu diâmetro transverso de que o comum.

### *Avena sterilis* L. var. γ *calvescens* Trab. et Thell.

Fig. 3 — Perfil da base da espigueta.

Observem-se os caracteres da articulação e da pubescência do calo como na fig. 1 e a glabricidade da glumela inferior.

Fig. 4 — Base da espigueta nas condições da fig. 2.

Devem incluir-se nesta variedade as *Steriloides* dos genèticistas.

### *Avena fatua* × < *sterilis* Florel

Fig. 5 — Perfil da base da espigueta.

Observe-se como na fig. 1. Não se vêem aqui por causa da sombra os pêlos da glumela inferior, que no entanto existem.

Note-se a inclinação da superfície articular em relação ao eixo do fruto, intermédia entre a das figs. 1 e 3 por um lado e a da fig. 21, est. V, por outro.

Fig. 6 — Base da espigueta como na fig. 4.

Observe-se como nas figs. 2 e 4 e atente-se na forma da articulação intermédia entre a das figs. 2 e 4 por um lado e 19 e 20, est. V, por outro.

Repare-se também nas pontuações que apresentam as glumelas, coisa que se não vê nas figs. 1 e 4, mas se reconhece claramente nas figs. 19 e 21 da est. V.


1


2


3


4


5


6

# ESTAMPA II

Ampliação $\times 5,5$

***Avena byzantina*** **Koch**

Fig. 7. — Espigueta desarticulada.

Notem-se as aristas flexuosas das duas flores inferiores, os raros mas compridos pêlos do calo e a inclinação da superfície articular.

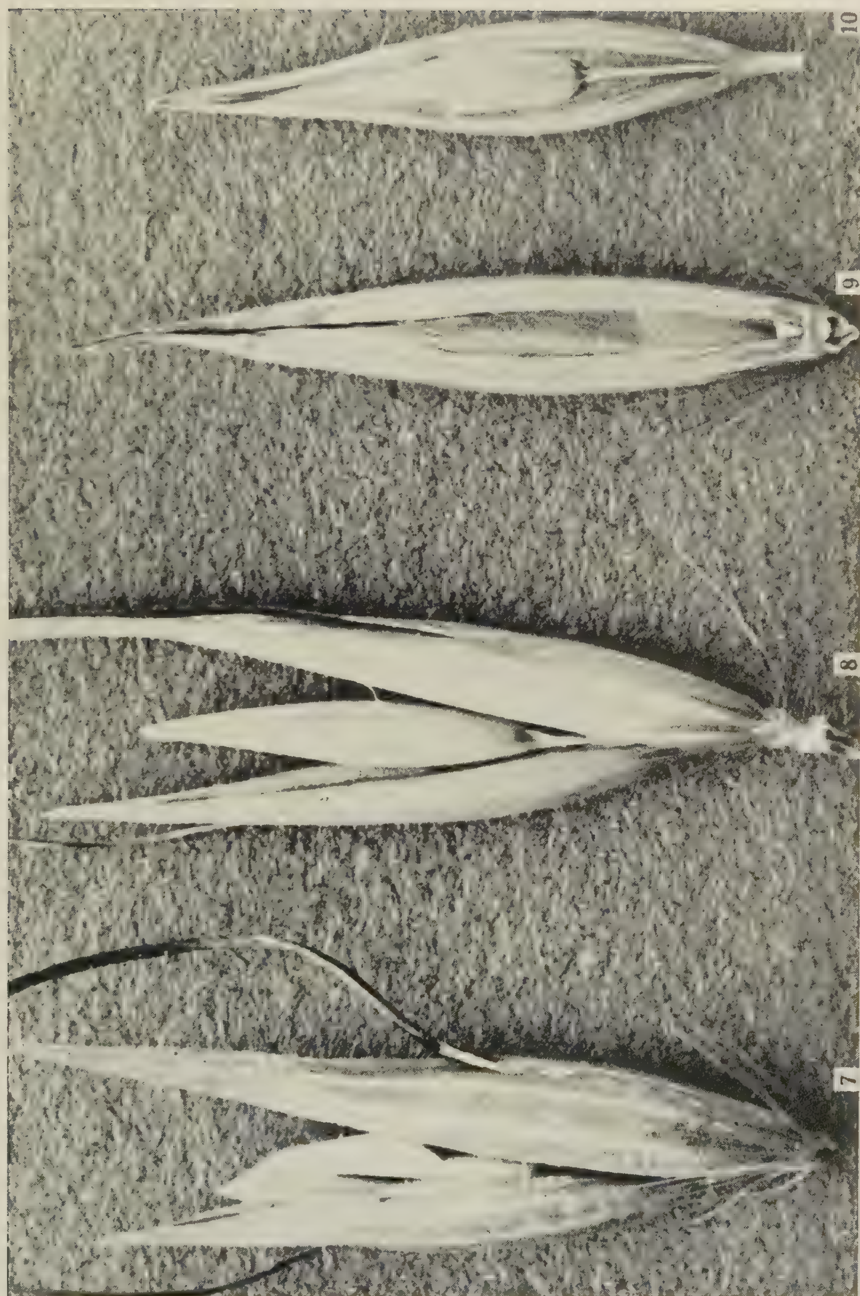
Fig. 8 — Espigueta com seu pedículo.

Fig. 9 — Fruto inferior da espigueta visto pela face voltada para o ráquis.

Observe-se a forma da pseudo-articulação e os restos da raquila do 2.º fruto que foi fracturada.

Fig. 10 — O 2.º fruto e a 3.ª flor estéril.

Verifique-se que a raquila do 2.º fruto fica presa à respectiva cariópse envolucrada como um apêndice descendente.


10
9
8
7

# ESTAMPA III

Ampliação $\times 5,5$

***Avena sativa* L.**

Fig. 11 — Espigueta meio desarticulada.

Observe-se a única arista na flor inferior com a columela negra, torcida e direita.

Compare-se, na forma dos frutos envolucrados e sua disposição na espigueta, com as figs. 7 e 8, est. II.

Não se notam os pêlos do calo que todavia se vêem bem nas figs. seguintes.

Fig. 12 — Espigueta desarticulada.

Repare-se na pequena inclinação da superfície articular, quási a 90°.

Fig. 13 — Fruto inferior da espigueta visto pela face voltada para o ráquis.

Observem-se òs pêlos do calo, a raquila do 2.° fruto, que pelo funcionamento da respectiva pseudo-articulação ficou presa ao fruto inferior, bem como o aspecto da superfície articular.

Fig. 14 — O 2.° fruto visto pela face voltada para o ráquis.

Observe-se o lugar onde se produziu a desarticulação, na base do fruto envolucrado. Comparem-se, especialmente, as figs. 13 e 14 com as correspondentes 9 e 10 da est. II.


14
13
12
11

# ESTAMPA IV

Ampliação ×3,7

***Avena sativa* > × *sterilis* Mor.**

Fig. 15 — Espigueta envolvida pela glumas.

Fig. 16 — Espigueta nua mas articulada com o pedículo.

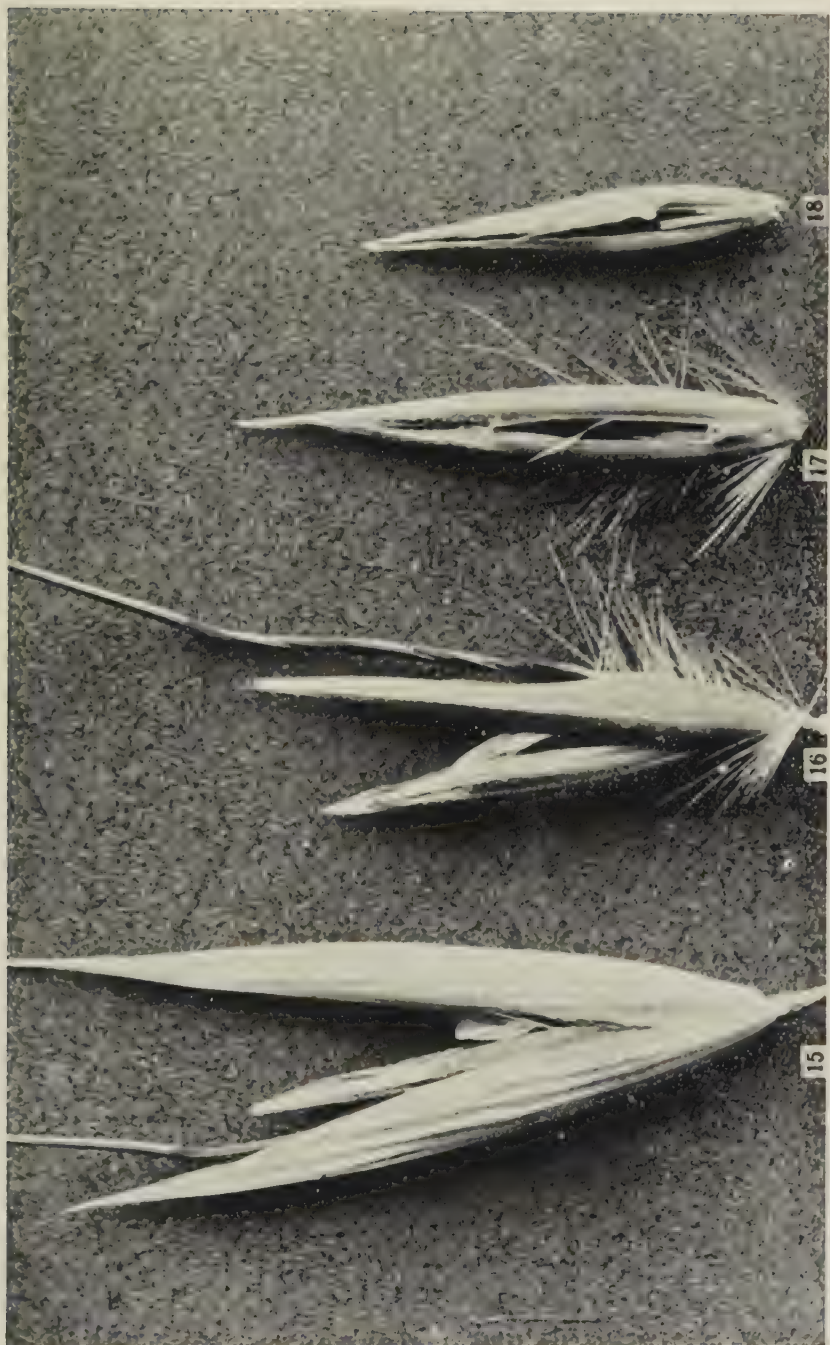
Notem-se os caracteres da arista como na *Avena sativa* L., a pubescência da glumela inferior da 1.ª flor e a do calo.

Fig. 17 — Fruto inferior visto pela face voltada para o ráquis.

Observem-se os processos de articulação dos 1.º e 2.º frutos, semelhantes aos correspondentes da *Avena sativa* L.

Fig. 18 — O 2.º fruto visto como na figura anterior.

ESTAMPA IV



# ESTAMPA V

Ampliações ×8

### *Avena fatua* **L. var.** α *pilosissima* **S. F. Gray**

Fig. 19 e 20 — Respectivamente, 1.º e 2.º frutos vistos pelo lado do ráquis.

Fig. 21 — O 1.º fruto visto de lado para mostrar a inclinação da superfície articular da base relativamente ao eixo do fruto.

### *Avena fatua* **L. var.** β *glabrata* **Peterm.**

Fig. 22 — O 1.º fruto visto de lado.

Observe-se a coroa de pêlos do calo e a glabricidade da glumela.

Atente-se no paralelismo entre esta figura e a fig. 3 da est. I.

Cabem nesta variedade as «*Fatuoides*» dos genèticistas. Cf. Santon, Coffman and Wiebe, Fatuoid or false wild forms in Fulghum and other vots varieties, The Journ. of Hered., vol. XVII, n.º 5, pág. 158 (1926).

### *Avena fatua* × < *sativa* **Asch. et Graebn. var.** α *transiens* **(Hausskn.) Mor.**

Fig. 32 — Base da espigueta despida das glumas.

Note-se a pubescência da glumela inferior do 1.º fruto e a do calo bem como a glabricidade do 2.º fruto (à esquerda).

Fig. 33 — O 1.º fruto visto pela face voltada para o ráquis.

Observe-se a superfície de articulação da base da espigueta intermediária na inclinação entre a da fig. 9 da est. II e a da fig. 13 da est. III e a raquila do 2.º fruto que ficou presa ao 1.º fruto como na fig. 13 da est. III.

Note-se que as espiguetas representadas na fig. 31 da Est. VII são também desta mesma variedade.


19


20


21


22


32


33

# ESTAMPA VI

**Espiguetas com e sem glumas**

Tamanho natural

Fig. 24 — ***Avena sterilis*** **L. var.** α ***maxima*** **(Perez-Lara) Thell.**
Fig. 25 — ***Avena fatua*** **L. var.** β ***intermedia*** **(Lestib.) Lej. et Court.**
Fig. 26 — ***Avena fatua*** ×< ***sterilis*** **Florell**
Do exemplar de *Schultz*, Herb. normale Cent. 4, 386 (1855). Cf. pág. 66.
Fig. 27 — ***Avena fatua*** **L. var.** α ***pilosissima*** **S. F. Gray**
Fig. 28 — ***Avena fatua*** **L. var.** β ***glabrata*** **Peterm.**
Fig. 29 — ***Avena sterilis*** **L. var.** β ***scabriuscula*** **(Perez-Lara) Thell.**
Fig. 30 — ***Avena sterilis*** **L. var.** γ ***calvescens*** **Trab. et Thell.**


24


25


26


27


28


29


30

# ESTAMPA VII

***Avena byzantina* Koch**

Fig. 23 — Exemplar do herbário da Universidade de Lisboa com a seguinte etiqueta:

> «*Herbarium von A. Thellung, Zürich*
>
> *Avena byzantina* C. Koch
>
> (A. algeriensis Trabut; cf. Thellung in Vierteljahrsschr. d. Naturf. Ges. Zürich 1911).
>
> Race culturale d'*A. sterilis* L.; remplace l'*A. sativa* dans la rég. médit.
>
> 28-VIII-1912, Freiburg in B. (Allemagne).
>
> Adventice — leg. A. Thellung»

Em cima, à esquerda, uma espigueta do mesmo exemplar em tamanho natural.

***Avena fatua* × *sativa* Asch. et Graebn.**

Ampliação × 1,8

Fig. 31 — Da esquerda para a direita: espigueta com as suas glumas, espigueta nua, primeiro fruto visto pelo lado do ráquis, segundo fruto em posição idêntica.



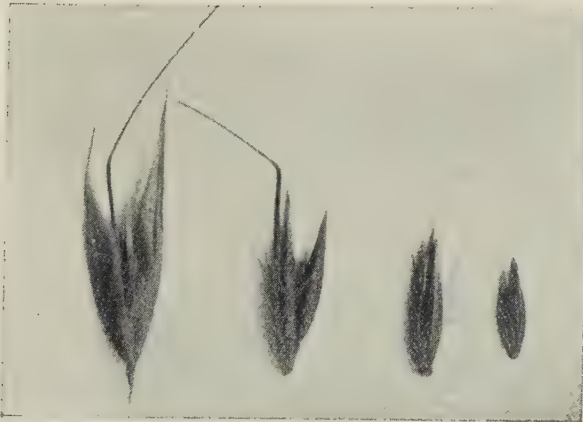



Fig. 31

subissent,. pendant la mitose, les mêmes modifications que les autres parties du chromosome.

Dans ces derniers temps, on a fréquemment remarqué l'association des chromosomes satellitifères avec le nucléole pendant la prophase de la mitose et de la méiose (HOLLINGSHEAD, 1930; SAX, 1932; DERMEN, 1933; SMITH, 1933; BEADLE, 1933; MCCLINTOCK, 1934; FRANCINI, 1934; GEITLER, 1934; LORBEER, 1934; LEVAN, 1935, 1936; RICHARDSON, 1935 a, b; etc.).

HEITZ (1931 a, b), le premier, tenta d'expliquer cette relation existant entre les satellites et le nucléole. S'appuyant sur des observations anciennes de STRASBURGER et sur celles d'autres auteurs concernant la symétrie nucléolaire ainsi que sur les données de S. NAVACHINE, HEITZ (1931 a, b) a été amené à étudier le nombre, la position, la forme et la taille des nucléoles dans les premiers stades de la télophase. Ayant fait ses études sur des plantes appartenant à divers groupes taxonomiques, cet auteur est arrivé aux conclusions suivantes: 1) les nucléoles doivent se former sur certains chromosomes *(Nukleolenchromosomen);* 2) ces chromosomes sont ceux qui portent les satellites; 3) l'accumulation de la matière nucléolaire a lieu sur le filament (= constriction acinétique) du chromosome satellitifère; 4) le filament constitue la partie active du chromosome dans l'édification du nucléole.

En ce qui concerne le comportement du filament du satellite pendant la mitose, HEITZ (1935) croit qu'il se sépare du corps chromosomique par suite du développement du nucléole; qu'il reste à la surface du nucléole pendant l'interphase; et, enfin, qu'il se relie au corps chromosomique pendant la prophase.

En étudiant la méiose et la première division du noyau des grains de pollen de plantes normales de *Zea mays* et d'autres plantes ayant subi une translocation sous l'action des rayons X, MCCLINTOCK (1934) est arrivé à des résultats différents de ceux de HEITZ. Ces résultats peuvent être résumés de la façon suivante: le nucléole est formé, à la télophase, par un corpuscule assez gros, morphologiquement distinct et intensément colorable, situé, dans les plantes normales de *Zea mays*, à l'extrémité du chromo-

some VI, précisément dans la région où s'insère le filament du satellite (1).

Selon MCCLINTOCK (1934), ce corpuscule constitue la région du chromosome active dans l'accumulation de la matière nucléolaire, puisque une race de *Zea mays*, dépourvue de satellite, de filament et d'une partie du corpuscule chromatique, a produit un nucléole sous l'influence de la partie restante de ce corpuscule.

Quant au cycle du filament, MCCLINTOCK croit qu' à la télophase celui-ci s'allonge et s'amincit, par suite de la croissance du nucléole; qu'il devient plus ou moins court à la prophase, au fur et à mesure que le nucléole se dissout; et, finalement, qu'il constitue la région achromatique (constriction secondaire) après la complète dissolution du nucléole.

Comme on le voit, il y a une différence capitale entre les résultats de HEITZ et ceux de MCCLINTOCK. HEITZ, n'ayant pas remarqué l'existence de la région nucléologénique, à l'extrémité du chromosome adjacente au filament du satellite, croit que c'est le filament qui commande l'élaboration du nucléole, tandis que MCCLINTOCK considère le filament comme secondaire, résultant de la croissance du nucléole entre la région nucléologénique et le satellite.

A propos du cycle du filament pendant la mitose, les deux auteurs sont également d'un avis différent. Pour HEITZ, le filament se sépare du corps chromosomique, auquel il va se relier de nouveau pendant la prophase; pour MCCLINTOCK, le filament restera toujours relié au corps chromosomique, c'est à dire à la région nucléologénique. Qui a raison? Le présent travail a été spécialement entrepris dans le but de répondre à cette question, et nous croyons avoir obtenu quelques données intéressant la solution de ce problème. Nous nous proposons également de retracer d'une façon aussi complète que possible l'évolution des satellites pendant la mitose.

---

(1) MCCLINTOCK (1934) dénomme ce corpuscule *nucleolar-organizing body* ou encore *nucleolar-organizing element*. SHARP, dans son livre «Introduction to Cytology», emploie l'expression *nucleolus-forming region*. Nous emploierons l'expression *région nucléologénique*, qui nous semble commode et adéquate.

## MATÉRIEL ET TECHNIQUE

Nos observations ont été faites sur deux espèces du genre *Narcissus: N. reflexus* Brot., provenant de Quinta do Prado (Guarda) et de Serra do Gerez, et *N. bulbocodium* L. originaire des environs de Coimbra et de Bobadela (Oliveira do Hospital). Les plantes, cultivées depuis l'an dernier dans le Jardin Botanique, nous ont fourni des pointes végétatives de racines et des grains de pollen, matériel que nous avons utilisé dans nos recherches.

Pour obtenir les préparations des méristèmes radiculaires, nous avons pratiqué la fixation dans les liquides de Navachine et de La Cour (2BE). Les coupes ont été colorées soit à l'hématoxyline ferrique, soit au violet de gentiane. Pour l'observation des satellites pendant l'interphase, les meilleurs résultats ont été obtenus avec la fixation au liquide de Navachine et la coloration à l'hématoxyline.

Pour les préparations des grains de pollen, nous avons employé les trois techniques décrites dans la première partie de ce travail (FERNANDES, 1935). En outre, pour mettre en évidence la région nucléologénique, nous avons suivi la technique de MCCLINTOCK (1929). Mais elle s'est révélée inapplicable à notre matériel, puisque presque tous les grains de pollen se détachaient de la lame pendant son passage dans les liquides déshydratants. Nous y avons apporté quelques modifications afin d'éliminer cet inconvenient. Voici la technique qui nous a donné satisfaction:

a) Recherche, au moyen du carmin-acétique de Belling, des anthères à l'état désiré;

b) Fixation, pendant un temps variable de quelques heures à quelques jours, dans le liquide de Carnoy (3 parties d'alcool absolu: 1 partie d'acide acétique);

c) Dissociation des anthères avec deux aiguilles, et étalement des grains de pollen sur la lame;

d) Application, sur les grains de pollen étalés, d'une solution de celloïdine à 0,2 °/₀ dans un mélange en parties égales d'alcool absolu et d'éther;

e) Hydratation progressive, après séchage de la lame, jusqu' à l'alcool à 50°;

f) Coloration au carmin-acétique de Belling, en faisant passer la lame 4 ou 5 fois au-dessus d'une flamme d'alcool;

g) Lavage rapide dans une solution d'acide acétique à 45 °/o;

h) Déshydratation progressive, en faisant passer la lame par les liquides suivants: 3 parties d'acide acétique: 1 partie d'alcool à 95°; 1 partie d'acide acétique: 1 partie d'alcool absolu; 1 partie d'acide acétique: 3 parties d'alcool absolu; 1 partie d'acide acétique: 9 parties d'alcool absolu; alcool absolu; parties égales d'alcool absolu et xylol; xylol;

i) Montage au baume.

## OBSERVATIONS SUR *NARCISSUS REFLEXUS* BROT.

### I — LES SATELLITES PENDANT L'INTERPHASE

Les observations ont été faites sur le matériel suivant: 1) méristèmes radiculaires fixés au Navachine et colorés à l'hématoxyline ferrique; 2) grains de pollen fixés au La Cour 2BE et colorés soit à l'hématoxyline ferrique, soit au violet de gentiane; 3) grains de pollen fixés au Carnoy et colorés au carmin-acétique.

1 — *Méristèmes radiculaires.* — Nous avons étudié une racine provenant d'une plante recueillie à Serra do Gerez (racine n.° 11 des formes longystilées; voir FERNANDES, 1935, pag. 267). Cette racine est pourvue, comme nous l'avons montré, d'une seule paire de chromosomes satellitifères. Il s'agit de la paire Pp', qui possède ici des satellites fort inégaux (*loc. cit.* fig. 1, pag. 253).

Aux premiers stades de la télophase, nous avons trouvé deux nucléoles dans chacun des noxaux-fils, conformément à ce que nous attendions, d'après le nombre des satellites (fig. 15 *a*). Le plus souvent, les noyaux interphasiques possèdent un seul nucléole sphérique, coloré en gris par l'hématoxyline ferrique. À la surface de ce nucléole, nous avons observé deux corpuscules assez inégaux, colorés en noir. Ces corpuscules occupent, généralement, des positions

diamétralement opposées (fig. 1 *a*, *b*) et ils sont reliés à la surface du nucléole par de minces filaments très courts (fig. 1 *a*, *c*, *d*). Souvent, on ne voit pas de filaments et les corpuscules sont directement attachés au nucléole (fig. 1 *e*, *h*, *i*). Quelquefois, la surface du nucléole est entamée dans la région où s'attache le corpuscule (fig. 1 *a*, *b*, *c*, *d*). Dans quelques noyaux, nous avons constaté qu'un corpuscule,

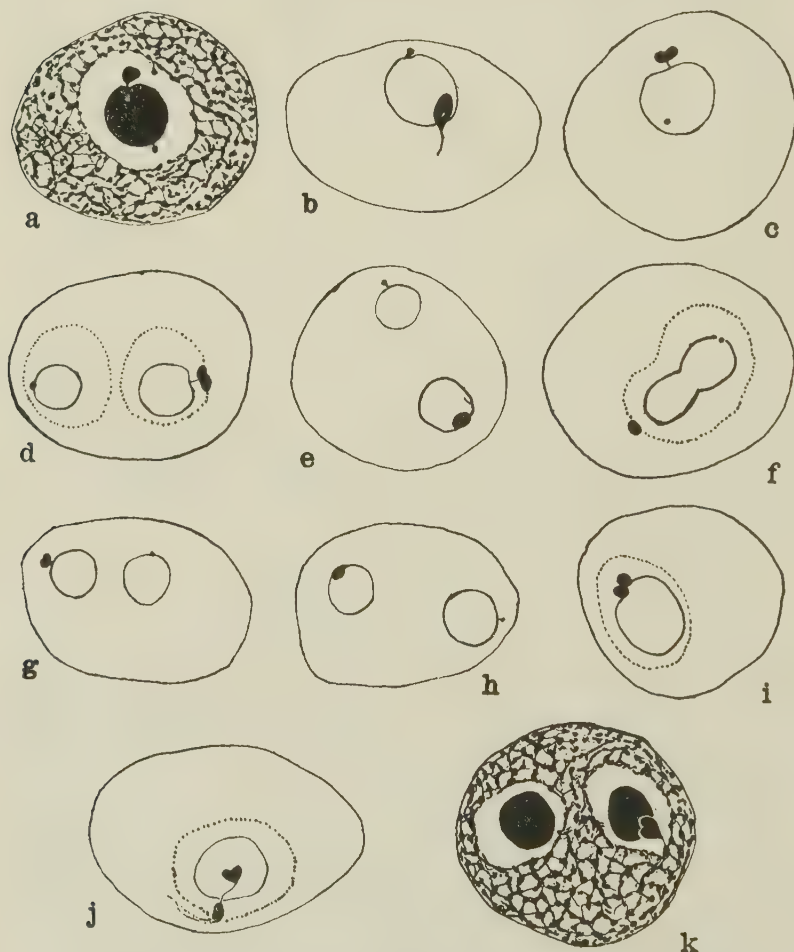



Fig. 1. — *Narcissus reflexus* Brot. Serra do Gerez. Toutes les figures représentent des noyaux interphasiques dans des cellules du méristème radiculaire. Explication dans le texte. Navachine (Bruun); hématoxyline ferrique. × 2200.

ou les deux ne se trouvaient pas à la surface du nucléole, mais étaient situés vers la périphérie de l'auréole périnucléolaire (fig. 1 *f*). Cette localisation est sans doute artificielle, et due au fixateur, dont le pourcentage d'acide acétique est élevé.

Très fréquemment, les noyaux possèdent deux nucléoles. Dans ce cas, l'un des nucléoles porte le corpuscule le plus volumineux, l'autre le plus petit (fig. 1 *d, e, f, g, h*); les relations existant entre le corpuscule et son nucléole sont les mêmes que celles qui ont été décrites à propos des noyaux à un seul nucléole.

Au début, il nous a semblé qu'une relation existait entre la taille des nucléoles et celle des corpuscules, c'est à dire que le plus gros nucléole portait le corpuscule le plus volumineux et que le corpuscule plus petit était porté par le plus petit nucléole. Bien qu'il en fût fréquemment ainsi (fig. 1 *d, e*), un examen plus attentif nous a révélé des cas dans lesquels les deux nucléoles étaient sensiblement de même taille (fig. 1 *g*), et d'autres dans lesquels le petit corpuscule appartenait au nucléole le plus volumineux (fig. 1 *h*). Il semble donc permis de dire qu'il n'y a aucune relation entre la taille des nucléoles et celle des corpuscules.

Les deux nucléoles peuvent demeurer séparés jusqu'à un stade plus ou moins avancé de la prophase, mais, le plus souvent, le caractère uninucléolé apparaît, avant le commencement de la prophase, par la fusion des deux nucléoles. Quelquefois, cette fusion a lieu dans la région opposée à celle où se trouvent les corpuscules et il en résulte alors le nucléole unique, pourvu de deux corpuscules (fig. 1 *f*) occupant des positions diamétralement opposées. Quand la fusion s'accomplit d'une autre façon, les corpuscules ont une position quelconque.

Dans quelques figures, le plus gros corpuscule se présentait sphérique, sans aucune trace de clivage (fig. 1 *b*, e, *h*); dans d'autres figures, nous avons constaté que cet élément présentait une ligne de clivage, particulièrement nette à l'extrémité (fig. 1 *a, c, d, g, j, k*). Dans d'autres encore, il était complètement clivé, formant deux corpuscules (fig. 1 *i*). La même chose doit se produire pour le plus petit corpuscule, mais, étant donné sa petitesse, la vérification de ce fait n'est pas possible.

Dans la plupart des noyaux, le nucléole (ou les nucléoles) et les corpuscules étaient complètement séparés du «réseau» chromatique par l'auréole périnucléolaire (fig. 1 *a*, *c*, *d*, *e*, *g*, *h*, *i*). Cependant, dans quelques autres noyaux, où l'aire périnucléolaire était fort réduite à cause d'une meilleure fixation, nous avons trouvé quelques figures dignes d'une description détaillée:

Le noyau représenté dans la figure 1 *b* montre un seul nucléole auquel sont accolés les deux corpuscules; à la base du plus gros corpuscule s'insère un filament très mince qui se relie au «réseau» chromatique. On observe les mêmes caractères dans la figure 1 *j*, mais ici le filament est appliqué à la surface du nucléole, et il se relie à une partie du «réseau» massive et intensément colorée, localisée dans la voisinage du nucléole. La fig. 1 *k* montre deux nucléoles; à l'un d'eux est accolé le gros corpuscule, qui est aussi relié au «réseau» chromatique par un mince filament. Ce qui arrive pour le gros corpuscule doit certainement arriver aussi pour le plus petit. Nous n'avons cependant pas observé de semblables images; ceci n'a rien d'étonnant, puisque, étant donné la petitesse de ces formations, leurs images sont très difficiles à voir. Nous pouvons donc dire que les corpuscules ne se trouvent pas isolés à la surface du nucléole, mais qu'ils sont reliés au «réseau» du noyau quiescent. La fréquente apparition des corpuscules dans la périphérie de l'auréole périnucléolaire, dans les noyaux défectueusement fixés (fig. 1 *f*), parle aussi en faveur de cette interprétation.

Il ne peut y avoir aucun doute sur la nature des corpuscules dont nous venons de parler: ils constituent les satellites, puisqu'ils correspondent absolument, par leurs dimensions et par leur aspect, aux satellites que nous avons trouvés dans la paire chromosomique Pp' de cette racine. Ces observations et l'analyse d'autres racines, qui nous avons étudiées de ce même point de vue, nous ont révélé qu'il y a toujours exacte correspondance entre le nombre et les dimensions des satellites qui apparaissent dans les métaphases somatiques et le nombre et les dimensions des corpuscules que l'on voit à la surface du nucléole (ou des

nucléoles) des noyaux interphasiques. Le comportement ultérieur de ces corpuscules nous montre aussi, de toute évidence, qu'il s'agit des satellites.

2 — *Grains de pollen.* — L'étude des noyaux interphasiques des grains de pollen nous a indiqué que, comme dans les méristèmes radiculaires, les satellites séjournent sur le nucléole. Ce fait est mis en évidence par les figures 2 *a*, *b*, *c*, qui ont été fournies par une plante pourvue de

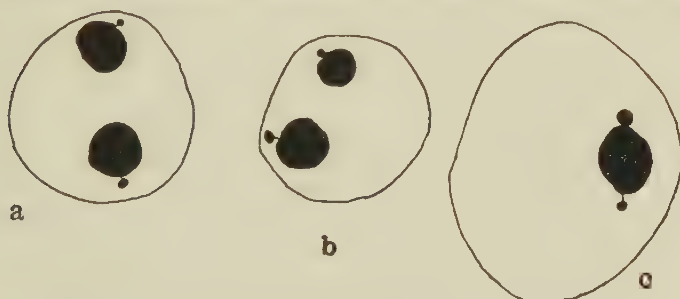



Fig. 2. — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. Noyaux interphasiques de grains de pollen montrant les relations entre les nucléoles et les satellites. *a* et *b*, noyaux à deux nucléoles; un satellite est attaché à chacun des nucléoles. *c*, noyau à un seul nucléole, auquel sont attachés les deux satellites. Remarquer la différence dans la taille des satellites. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 2200.

deux chromosomes satellitifères dans la phase haploïde.

Dans le matériel fixé au Carnoy et coloré au carmin-acétique, nous avons constaté que les satellites séjournent aussi à la surface du nucléole et qu'ils se colorent très intensément (fig. 3 *a*).

En dehors des satellites, nous avons vérifié qu'il y avait, accolés aussi au nucléole, d'autres corpuscules, ayant les mêmes réactions de coloration que les satellites (fig. 3 *a*, *b* et photo. 1, Pl. I). Ces corpuscules, dont la vraie nature a été seulement comprise après l'étude de la prophase, se présentent simples dans quelques figures et clivés longitudinalement dans d'autres (fig. 3 *b* et photo. 1, Pl. I). Ils sont reliés au «réseau» chromatique du noyau quiescent par la substance du «réseau» elle-même (fig. 3 *a*, *b*). Ces corpuscules doivent correspondre, sans doute, aux parties intensément colorées,

où se reliaient les filaments des satellites, que nous avons trouvés dans quelques noyaux interphasiques du méristème radiculaire. Cependant, ces figures ont été très rarement observées dans les racines et les corpuscules étaient presque toujours un peu écartés du nucléole; il faut sans doute attribuer ce fait à l'action du fixateur, qui, en produisant




Fig. 3. — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. Schémas montrant des nucléoles appartenant à des noyaux interphasiques de grains de pollen. *a*, ont voit, accolées au nucléole, les extrémités hétérochromatiques de deux chromosomes et deux satellites très inégaux; le plus gros satellite est clivé longitudinalement. *b*, contour d'un nucléole, auquel est attachée l'extrémité hétérochromatique d'un chromosome, clivée longitudinalement. Confronter avec la photo. 1, Pl. I. Carnoy-carmin-acétique. × 2200.

une forte plasmolyse, a provoqué la formation d'une auréole périnucléolaire très développée et l'écartement des corpuscules.

L'étude de la prophase nous a montré, en toute évidence, que ces corpuscules ne sont que les régions des chromosomes satellitifères, situées à l'extrémité où s'insère le filament du satellite.

En étudiant le cycle évolutif des chromosomes chez les Hépatiques, les Mousses, les Spermaphytes et quelques espèces de *Drosophila*, HEITZ (1928, 1929, 1933 a, b, 1934, 1935) a mis en évidence une différenciation longitudinale des chromosomes. Cette différenciation se traduit par l'existence, dans les chromosomes, de deux espèces de chromatine: *euchromatine* et *hétérochromatine*. L'euchromatine se dissout pendant la télophase et elle n'est pas visible à l'interphase. Par contre, l'hétérochromatine est massive, ne subit pas les transformations télophasiques, se colore intensément et persiste à l'interphase sous la forme de granulations compactes.

D'après ces données, il nous semble que les satellites

de *N. reflexus* possèdent tous les caractères de l'hétérochromatine, puisqu'ils sont massifs, ne se dissolvent pas à la télophase et persistent sous la forme de portions chromosomiques compactes accolées au nucléole. Les extrémités des chromosomes satellitifères, où s'insère le filament, se comportent de la même façon; alors, elles sont également de nature hétérochromatique.

Nous pourrons donc dire: *les satellites de* N. reflexus *et les extrémités des chromosomes satellitifères où s'insèrent les filaments des satellites sont constitués par de l'hétérochromatine; à l'interphase (et à l'état de repos aussi), les satellites sont déjà clivés longitudinalement, localisés sur le nucléole et reliés aux extrémités hétérochromatiques des chromosomes qui les portent, lesquelles sont aussi attachées au nucléole.*

## II — LES SATELLITES PENDANT LA PROPHASE

Pour étudier le comportement des satellites pendant la prophase, nous avons choisi la première divison du noyau des grains de pollen. Nous avons de préférence utilisé les grains de pollen, qui présentent, fait bien connu, beaucoup d'avantages sur les cellules du méristème radiculaire.

Nos observations ont été faites sur des préparations obtenues selon les techniques décrites, et avec plusieures plantes, n'ayant pas toutes la même constitution satellitifère:

Plante A: deux chromosomes satellitifères, Pp' et $Lp'_3$; satellites très petits; fixation et coloration au carmin--acétique;

Plante B: trois chromosomes satellitifères, Pp', $Lp'_3$ et $L'p_1$; fixation et coloration au carmin-acétique;

Plante C: deux chromosomes satellitifères, Pp' et $Lp'_3$; satellites fort petits. Frottis fixé au La Cour 2BE; coloration au violet de gentiane;

Plante D: cinq chromosomes satellitifères dans la phase diploïde: 2 Pp' 2 $Lp'_3$ et 1 $L'p_1$. En accord avec cette constitution, nous avons trouvé des grains de pollen à trois chromosomes satellitifères (Pp', $Lp'_3$ et $L'p_1$) et d'autres à

deux (Pp' et Lp'3). Inclusion à la paraffine, après fixation au La Cour 2BE; coloration au violet de gentiane;

Plante E: comme la plante précédente; cependant, la taille des satellites des chromosomes homologues n'est pas la même dans les deux plantes. Carnoy-carmin-acétique.

Bien que nos observations aient porté sur cinq plantes différentes, la description qui suit est basée principalement

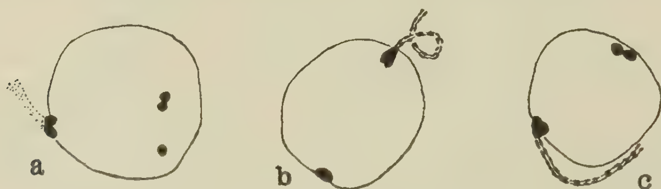



Fig. 4. — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. Plante E. a-c, schémas montrant des nucléoles appartenant à des noyaux qui sont au début de la prophase. Les satellites et les extrémités hétérochromatiques des chromosomes satellitifères sont accolés au nucléole; les chromosomes sont très longs et montrent une structure chromomérique. Confronter la fig. *b* avec la photo. 2, Pl. I. Carnoy-carmin-acétique. $\times$ 2200.

sur des figures fournies par les plantes D et E. Nous mentionnons, dans les légendes, les plantes qui ont donné les diverses figures.

Au point de vue du nombre des nucléoles, nous devons remarquer qu'il y a trois types de grains de pollen: 1) ceux qui ont un seul nucléole pendant la prophase; 2) ceux qui en ont deux au début de la prophase, mais qui deviennent ultérieurement uninucléolés; 3) ceux qui, dans la prophase, ont toujours deux nucléoles. Pour la clarté de l'exposition nous décrirons séparément les cas où il y a un seul nucléole et ceux où il y en a deux.

1 — *Noyaux à un seul nucléole.* — Aux premiers stades de la prophase, les extrémités hétérochromatiques de certains chromosomes sont, comme à l'interphase, accolées au nucléole (fig. 4 *a*, *b*, *c* et photo. 2, Pl. I). À la surface du nucléole se trouvent aussi les satellites (fig. 4 *a*, *b*, *c*). On n'a pas observé de filament reliant les satellites aux extrémités hétérochromatiques des chromosomes. Ceux-ci, à ce

stade, sont très longs et très minces; ils présentent une structure chromomérique et sont clivés longitudinalement.

La condition décrite persiste dans des stades beaucoup plus avancés. Ainsi, la fig. 5 *a* montre deux chromosomes attachés au nucléole et deux satellites à la surface de ce

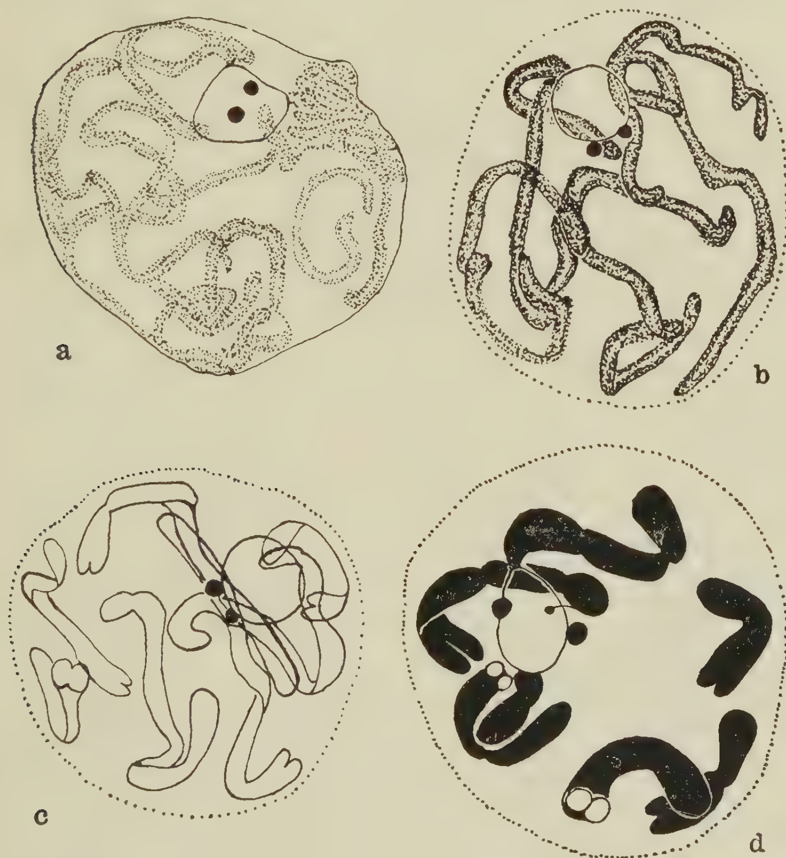



Fig. 5. — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. Plante D. *a-c*, stades progressivement plus avancés de la prophase dans des grains de pollen pourvus de deux chromosomes satellitifères; on voit deux satellites à la surface du nucléole et deux chromosomes accolés à ce corps. Explication dans le texte. *d*, stade encore plus avancé de la prophase dans un grain de pollen à trois chromosomes satellitifères; on voit trois satellites sur le nucléole et les chromosomes Pp', $Lp'_3$ et $L'p_1$ y attachés; le chromosome $Lp'_3$ est sur le point de détacher son satellite. La Cour 2BE; violet de gentiane. $\times$ 3250.

corps. Il s'agit donc d'un grain de pollen à deux satellites.

À ce moment, il nous a été impossible de reconnaître les chromosomes qui sont accolés au nucléole, mais, comme les stades ultérieurs le démontrent très bien, ces chromosomes sont ceux qui portent les satellites. Ainsi, la fig. 5 *b*, qui représente un stade plus avancé, montre, comme la figure antérieure, deux satellites et deux chromosomes accolés au nucléole. L'un d'eux est le chromosome Pp', qui, comme nous le savons, est porteur d'un satellite à l'extrémité de la branche p'. Cette branche est accolée au nucléole, tandis que l'extrémité de l'autre reste libre. L'autre chromosome est très long; c'est, sans doute, le chromosome $Lp'_3$; nous n'avons toutefois pas bien pu l'identifier puisqu' à ce stade les chromosomes longs se distinguent très difficilement les uns des autres. Une identification précise a été faite dans la fig. 5 *c*. Cette figure présente un nucléole sphérique, porteur de deux satellites inégaux; au nucléole sont accolés les chromosomes Pp' et $Lp'_3$. Les autres chromosomes sont libres, n'yant aucune liaison avec le nucléole.

Les figures 5 *a*, *b*, *c* ont été fournies par des grains de pollen possédant deux satellites; cependant, comme l'existence de cinq satellites dans la phase diploïde nous le fait prévoir, il y a aussi des grains de pollen pourvus de trois chromosomes satellitifères, comme le montre la figure 5 *d*. Dans cette figure, on voit trois satellites à la surface du nucléole. Les extrémités des branches p' et L' des chromosomes Pp' et $L'p_1$, auxquels appartiennent les plus gros satellites, sont accolées au nucléole. Le plus petit satellite est relié par un mince filament à l'extrémité de la branche p' du chromosome $Lp'_3$ et il est sur le point de se détacher. D'autres figures, ayant un seul nucléole avec trois satellites et trois chromosomes accolés, ont été fréquemment observées.

Nous avons rencontré des stades relativement peu avancés de la prophase dans lesquels un des satellites était déjà détaché du nucléole (fig. 6 *a*). Ce satellite, qui se détache de si bonne heure, appartient toujours à un des longs chromosomes $Lp'_3$ ou $L'p_1$, jamais au petit chromosome Pp'. Ces figures sont toutefois assez rares et le plus souvent

tous les satellites demeurent sur le nucléole jusqu'à un stade plus avancé de la prophase, comme le montrent les figures 6 *b*, *c* et 5 *d*, qui représentent des stades progressivement plus avancés de la prophase.

Dans les stades comparables à celui qui est représenté dans la figure 5 *d* et dans d'autres un peu plus avancés, les

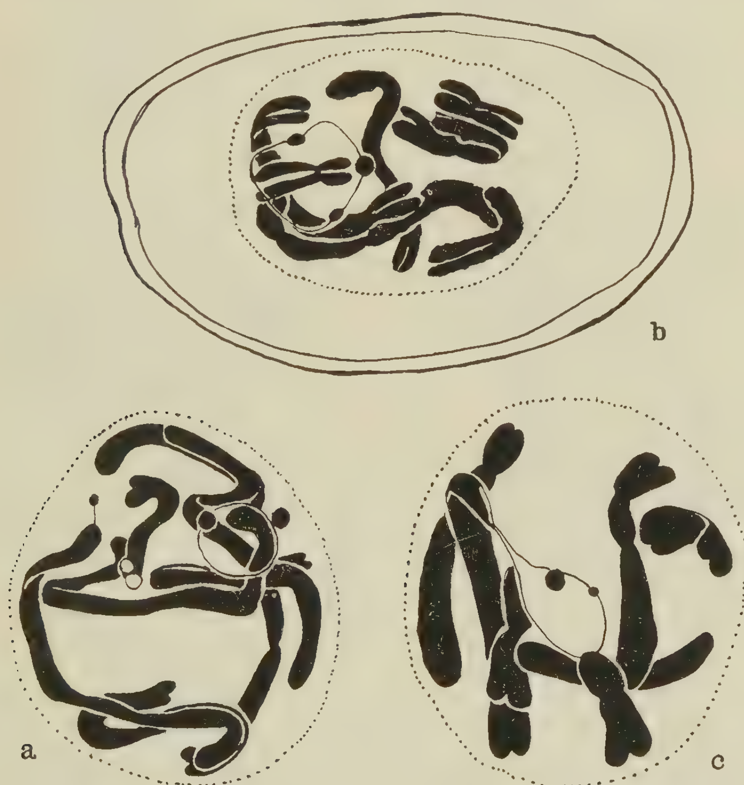



Fig. 6. — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. *a*, stade relativement peu avancé de la prophase dans un noyau à trois chromosomes satellitifères; un des chromosomes longs (peut-être Lp'3) et son satellite sont déjà détachés du nucléole; les deux autres chromosomes satellitifères et leurs satellites y restent encore accolés. Plante D. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250. *b*, stade plus avancé de la prophase montrant les trois satellites sur le nucléole. Plante B. Carmin-acétique. × 2200. *c*, stade encore plus avancé dans un noyau à deux chromosomes satellitifères; les satellites et leurs chromosomes respectifs sont encore accolés au nucléole. Plante D. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250.




Fig. 7. — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. *a*, prophase dans un grain de pollen pourvu de deux chromosomes satellitifères (Pp' et Lp'3); le chromosome Lp'3 est détaché du nucléole, tandis que le chromosome Pp' y est encore accolé. Plante D. La Cour 2BE; violet de gentiane. ×3250. *b*, stade plus avancé dans un noyau pourvu de trois chromosomes satellitifères, (Pp', Lp'3 et L'p1); le chromosome Lp'3 est déjà détaché dunucléole, tandis que les deux autres y restent encore attachés. Plante D. La Cour 2BE; violet de gentiane. ×3250. *c*, stade très avancé de la prophase; le chromosome Pp', dont le satellite n'est pas visible, est attaché au nucléole, tandis que le chromosome Lp'3 est libre. Plante A. Carmin--acétique. × 2200. *d*, stade très avancé de la prophase dans un noyau à trois chromosomes satellitifères; les chromosomes longs sont détachés du nucléole; le chromosome Pp' y est encore accolé; son satellite est déjà tout près de la branche p à laquelle il est relié par un filament nettement visible. Plante D. La Cour 2BE; violet de gentiane. ×3250.

figures où l'un des deux chromosomes longs est détaché du nucléole sont déjà très fréquentes (fig. 7 *a*, *b*, *c*, *d*). Par contre, les figures qui, à des stades comparables, présentent le chromosome Pp' détaché du nucléole sont assez rares (fig. 8 *a*, *b*). Aux derniers stades de la prophase, quand les chromosomes sont sur le point d'atteindre une longueur




Fig. 8. — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. *a*, prophase dans un grain de pollen à deux nucléoles; le chromosome Pp' est déjà détaché du nucléole qu'il a élaboré. *b*, le chromosome Pp' est aussi déjà détaché du nucléole, malgré que ce corps soit encore très volumineux. Plante D. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250.

sensiblement égale à celle qu'ils posséderont à la métaphase et que le nucléole est déjà fort réduit, nous avons encore trouvé des chromosomes accolés au nucléole (fig. 9 *a*, *b*). La plupart du temps, c'est le seul chromosome Pp' qui persiste, ainsi qu'il apparaît dans la figure 9 *b*; le nucléole est sur le point de disparaître, mais le chromosome Pp' y est encore attaché.

Il semble donc que le chromosome Pp' demeure bien plus longtemps attaché que les autres chromosomes longs. Dans les cas où le nucléole persiste jusqu'à la métaphase (ce qui arrive très souvent dans les cellules du méristème radiculaire; nous ne l'avons jamais constaté dans les grains

de pollen), il est fréquent de rencontrer ce chromosome encore attaché au nucléole (fig. 9 c).

2 — *Noyaux à deux nucléoles.* — Les prophases comportant deux nucléoles sont de trois types: — Le premier est illustré par la fig. 8 *a*. Il s'agit d'un noyau à deux chromosomes satellitifères, Pp' et Lp'₃ ; les deux nucléoles, elaborés




Fig. 9. — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. *a*, un des derniers stades de la prophase montrant un nucléole assez réduit, auquel sont encore attachés les chromosomes Pp' et Lp'₃; on ne voit que les filaments des satellites. Plante C. Frottis fixé au La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250. *b*, stade encore plus avancé que celui représenté dans la figure antérieure; le chromosome Pp' est encore attaché au nucléole, qui se présente beaucoup plus réduit que dans la figure antérieure et pourvu d'une constriction médiane; le chromosome Lp'₃ est déjà détaché, mais son satellite n'est pas visible. Plante C. Frottis fixé au La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250. *c*, plaque équatoriale dans une cellule du méristème radiculaire; un des chromosomes Pp' est encore attaché au reste du nucléole, qui a parsisté jusqu'à ce stade. Navachine (Bruun); violet de gentiane. × 3250.

par ces deux chromosomes, ont persisté sans se fusionner jusqu'à un stade très avancé de la prophase. Le chromosome Pp' est déjà détaché de son nucléole, tandis que le chromosome $Lp'_3$ est encore attaché au sien. Le nucléole




Fig. 10 — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. *a-c.* prophases dans des noyaux appartenant au deuxième type. *d*, prophase dans un noyau du troisième type. Explication dans le texte. Plante D. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250.

engendré par le chromosome Pp' est bien plus volumineux que celui qui a été élaboré par le chromosome $Lp'_3$.

Le deuxième type est illustré par les figures 10 *a*, *b*, *c*. Ces figures offrent deux nucléoles assez inégaux: le plus gros résulte de la fusion de deux autres, élaborés respectivement par les chromosomes Pp' et $Lp'_3$; le plus petit a

été engendré par le chromosome L'p₁. De cette façon, les chromosomes Pp' et Lp'₃ et leurs satellites respectifs sont accolés au plus gros nucléole, tandis que le chromosome L'p₁ et son satellite sont attachés au plus petit nucléole. La figure 10 *b* ne laisse pas apparaître le satellite du chromosome Lp'₃; cependant, ce noyau doit appartenir à ce type. Dans la figure 10 *c*, le satellite de ce même chromosome a été déjà détaché du nucléole.

Le troisième type est représenté dans la figure 10 *d*. Le plus gros nucléole résulte de la fusion des deux nucléoles élaborés respectivement par les chromosomes Pp' et L'p₁, tandis que le plus petit a été produit par le chromosome Lp'₃. Le chromosome L'p₁ est déjà détaché de son nucléole.

Dans les noyaux du premier type, le chromosome Pp' élabore un nucléole plus volumineux que le chromosome Lp'₃. Dans les noyaux du deuxième et du troisième type, chacun des chromosomes L'p₁ et Lp'₃ engendre un nucléole très petit; dans ces cas, le plus gros nucléole doit, nécessairement, résulter de la fusion d'un des petits, élaborés soit par Lp'₃ soit par L'p₁, avec un autre plus grand produit par Pp'. Ces faits montrent donc que le chromosome Pp' élabore toujours un nucléole plus volumineux que ceux produits par les autres chromosomes satellitifères et, par conséquent, que la région nucléologénique du chromosome Pp' doit être plus active que celle des chromosomes Lp'₃ et L'p₁.

* * *

La description que nous venons de faire a été basée, dès la figure 5 *a*, sur des images de préparations obtenues presque exclusivement par la fixation au liquide de La Cour 2BE et coloration au violet de gentiane. Cette coloration ne nous permet pas de distinguer l'euchromatine de l'hétérochromatine et, pour cette raison, nous n'avons pas parlé, dans les stades plus avancés de la prophase, du comportement des extrémités des chromosomes satellitifères.

Ce comportement a été étudié dans des figures obtenues par la technique du carmin-acétique. Comme l'évolution des satellites a été déjà décrite, nous nous bornerons à

présenter deux figures qui nous renseigneront sur ce point. La figure 11 représente un stade précoce de la prophase. Les chromosomes sont encore très minces et très longs. Il y a deux nucléoles, un très gros et autre plus petit, qui sont sur le point de se fusionner. À la surface du petit nucléole se trouve un satellite qui appartient au chromosome Lp'$_3$; celui-ci est attaché au nucléole par une région qui se colore plus intensément que la partie restante. Comme cette région présente le même degré de coloration que le satellite, nous



Fig. 11 — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. Plante E. Stade peu avancé de la prophase. Explication dans le texte. Confronter avec la photo. 3, Pl. I. Carnoy-carmin-acétique. $\times$ 2200.

pouvons conclure que la région adjacente au satellite et le satellite lui-même sont tous les deux hétérochromatiques. Nous n'avons vu aucun filament reliant le satellite au corps du chromosome.

À la surfage du plus grand nucléole se trouve un filament très mince, à l'extrémité duquel s'insère un satellite. Celui-ci paraît appartenir au chromosome Pp', puisque l'extrémité hétérochromatique de la branche p' de ce chromosome se trouve accolée à ce nucléole. Le filament a été suivi jusqu'au bord du nucléole, mais, malgré nos efforts, nous n'avons pas pu distinguer de liaison nette entre ce filament et l'extrémité de la branche p', bien que cette extrémité se trouvât assez voisine du filament. Nous croyons cependant que cette liaison existe. Le satellite et l'extrémité de la

branche p' sont hétérochromatiques comme dans le chromosome Lp'₃.

En ce qui concerne aux réactions de coloration, nous avons constaté que le filament se colore aussi intensément que le satellite et que l'extrémité de la branche p' (photo. 3, Pl. I). Ce fait paraît montrer que le filament est peut-être

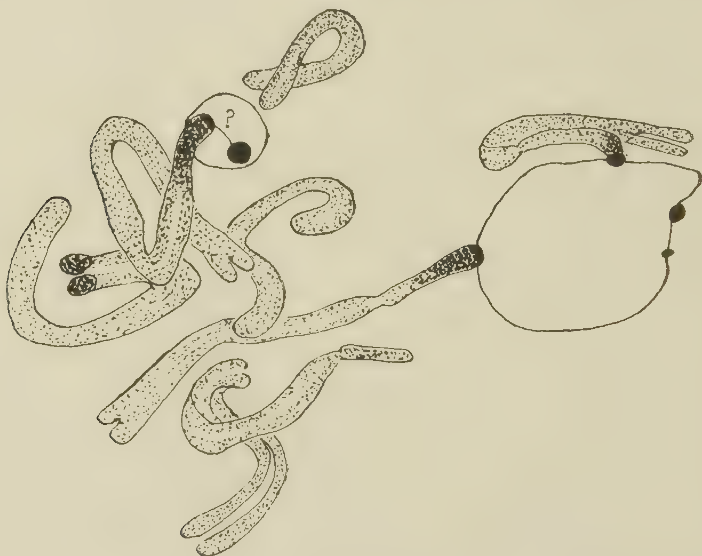



Fig. 12 — *Narcissus reflexus* Brot. Plante E. Prophase dans un noyau à deux nucléoles. Explication détaillée dans le texte. Confronter avec la photo. 5, Pl. I. Carnoy-carmin-acétique. × 2200.

de nature hétérochromatique comme le satellite et l'extrémité de la branche p'.

Nous présentons dans la figure 12 et dans la photo. 5, Pl. I un stade plus avancé de la prophase. Cette figure a été fournie par un noyau d'un grain de pollen, pourvu de trois chromosomes satellitifères. Il y a ici, comme dans la figure précédente, deux nucléoles assez inégaux. Deux satellites hétérochromatiques, l'un plus grand et l'autre plus petit, séjournent à la surface du plus gros nucléole; ces satellites appartienent, respectivement, aux chromosomes Pp' et Lp'₃, puisque les extrémités de ces chromosomes qui portent les satellites s'attachent aussi à ce nucléole. On n'a

pas observé de filament reliant les chromosomes à leurs satellites respectifs. Le chromosome Pp' s'attache au nucléole par un corpuscule à peu près de la même taille que le satellite, se colorant aussi intensément que celui-ci et séparé du reste du chromosome par une constriction peu prononcée. La partie restante de ce chromosome se colore moins, ce qu'indique sa nature euchromatique.

Une grande partie de la branche p' du chromosome $Lp'_3$ se colore intensément; cependant, cette coloration est un peu moins vive que celle d'une toute petite région, située au bout de la branche et directement attachée au nucléole. Celle-ci se colore de la même façon que le satellite. La partie restante se colore moins intensément.

Le deuxième nucléole est bien plus petit que le premier. À sa surface se trouve un gros satellite sphérique et l'extrémité de la branche L' du chromosome $L'p_1$. Il nous a semblé qu'un filament reliait le satellite au chromosome; cependant, nous n'avons pas acquis de certitude sur ce point. Comme dans la branche p' du chromosome $Lp'_3$, une grande partie de la région terminale de la branche L' était intensément colorée; à l'extrémité apparaissait une petite région encore plus colorée. Nous croyons que seule cette partie terminale est, comme le satellite, de nature hétérochromatique.

Quant aux autres chromosomes non porteurs de satellites, ils sont totalement euchromatiques, sauf peut-être l'extrémité de la branche m du chromosome lm.

Les deux figures que nous venons de décrire (figs. 11 et 12) mettent donc en évidence ce qui avait été déjà révélé par l'étude des noyaux interphasiques dans des préparations colorées au carmin-acétique: *les extrémités des branches satellitifères et les satellites sont de nature hétérochromatique.*

* * *

Le comportement du filament s'est montré fort difficile à suivre. Nous avons seulement étudié, de ce point de vue, le chromosome Pp'. À l'interphase, nous avons vu le filament séjournant à la surface du nucléole et reliant le

satellite à l'extrémité hétérochromatique du chromosome respectif. Mais ces figures ont été très rarement observées.

Dans les premiers stades de la prophase, nous avons vu le filament dans une seule figure (fig. 11 et photo. 3, Pl. I). Là, il séjournait à la surface du nucléole, mais nous n'avons pu observer de liaison entre le filament et le chromo-

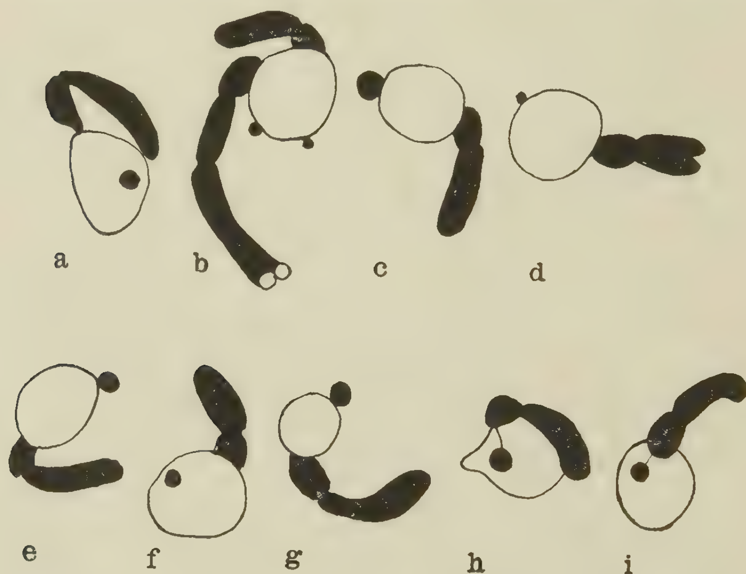



Fig. 13. — *Narcissus reflexus* Brot. Plante D. *a-i*, figures montrant l'attachement au nucléole du chromosome Pp' dans des stades progressivement plus avancés de la prophase. *a-g*, on ne voit pas le filament; *h-i*, derniers stades montrant le filament. La figure *b* montre aussi le chromosome Lp'$_3$. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250.

some. Nous croyons, cependant, qu'elle existait, puisque l'extrémité du chromosome était tout près du filament.

Nous n'avons encore réussi à apercevoir le filament qu'une seule fois (photo. 4, Pl. I) pendant les stades moyens de la prophase. Dans cette figure, le satellite et le filament séjournaient aussi à la surface du nucléole, mais le filament était nettement relié à l'extrémité du chromosome. Cependant, la plupart des figures de ces stades ne laissent pas apparaître le filament; elles présentent la branche p' attachée au nucléole et le satellite situé, le plus souvent, dans la région opposée à celle où est fixé le chromosome (fig. 13 *a-g*).

Dans les derniers stades de la prophase, lorsque le chromosome a déjà acquis une taille à peu près égale à celle qu'il présentera à la métaphase, les figures montrant le satellite relié au chromosome par le filament sont très fréquentes (figs. 7 *d* et 13 *h*, *i*). Dans ces figures, le satellite et le filament persistent à la surface du nucléole, et on a l'impression que le filament subit un raccourcissement progressif qui rapproche le satellite de la branche chromosomique (fig. 13 *h*, *i*).

*Comportement des constrictions acinétiques.* — Les chromosomes longs $L'p_1$, $Lp_2$, $Lp'_3$ et lm de *N. reflexus* possèdent, comme nous l'avons montré (FERNANDES, 1935), des constrictions acinétiques. Dans les préparations du méristème radiculaire, obtenues avec la technique de La Cour, ces constrictions apparaissent souvent, dans les chromosomes métaphasiques, transformées en filaments. Ce phénomène ne se produit pas dans les chromosomes des métaphases des grains de pollen, où ces constrictions, à cause d'un plus grand raccourcissement des chromosomes, se montrent assez nettement, mais jamais transformées en filaments.

En étudiant *Drosophyllum lusitanicum*, quelques espèces du genre *Vicia*, etc., HEITZ (1931 a, b) a constaté que des nucléoles se formaient dans les constrictions acinétiques des chromosomes de ces plantes, ce qui lui fit croire que toutes les constrictions acinétiques sont, comme les filaments des satellites, des places où se forment des nucléoles. Il était donc intéressant de vérifier si les constrictions acinétiques de notre matériel avaient quelques relations avec le nucléole pendant la prophase.

Pour les stades plus avancés de la prophase, nos recherches nous ont amené à un résultat négatif, comme le montrent les figures 5*d*, 6*c*, 7*a*, 7*b*, 7*c*, 8*a*, 8*b* et 10*a*.

Nous avons trouvé des cas où semblait exister une connexion entre le nucléole et la constriction acinétique du chromosome $Lp_2$ (figs. 10 c et 14). Mais, comme ces figures étaient très rares et que nous en avons trouvé beaucoup d'autres dans lesquelles le chromosome $Lp_2$ n'était pas en contact avec le nucléole par la constriction, nous croyons

plutôt que les cas observés doivent être attribués à un contact fortuit pendant les mouvements de la prophase.

Les constrictions acinétiques n'entrent pas en relation avec le nucléole; elles ne sauraient être des lieux de formation de ces corps. Les constrictions des chromosomes de *N.*

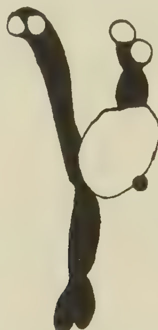


Fig. 14. — *Narcissus reflexus* Brot. Plante D. Figure montrant le chromosome $Lp_2$ en contact avec le nucléole dans la région de la constriction acinétique. Le chromosome Pp' est aussi attaché au nucléole. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250.

*reflexus* sont donc d'un type tout à fait différent de ceux que HEITZ a trouvés dans le matériel qu'il a étudié. Nous croyons que, dans le matériel de HEITZ, les constrictions secondaires résultent de l'existence de régions nucléologéniques, situées à points différents dans les branches chromosomiques, tandis que les constrictions de *N. reflexus* sont d'une autre nature que nous ne connaissons pas encore.

## III—LES SATELLITES PENDANT LA MÉTAPHASE, L'ANAPHASE ET LA TÉLOPHASE

Dans la première partie de ce travail, nous avons étudié les satellites métaphasiques au point de vue de leur taille et de la longueur de leurs filaments (voir FERNANDES, 1935).

Plus fréquemment, dans les méristèmes radiculaires, le nucléole se dissout complètement pendant la prophase; dans ce cas, les satellites restent, dans les métaphases, attachés seulement aux chromosomes qui les portent. Souvent, une partie du nucléole persiste jusqu'à la métaphase. mais ne possède aucun satellite attaché. Quelquefois, cepen-

dant, les satellites y demeurent attachés (fig. 9*c*); ils en sont alors détachés par les mouvements de l'anaphase.

À l'anaphase, les chromosomes satellitifères (filament et satellite compris) se comportent comme les autres chromosomes, et leurs chromatides, après la séparation, émigrent vers les pôles.

Nous n'avons pu étudier le comportement des satellites pendant la télophase d'une façon précise, car notre matériel était très pauvre en figures de ce stade et la méthode

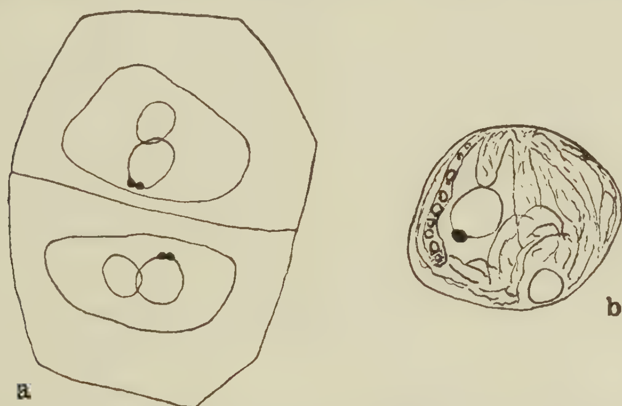



Fig. 15. — *Narcissus reflexus* Brot. a, télophase dans une cellule du méristème radiculaire de la plante de la Serra do Gerez, pourvue d'une seule paire (Pp') de chromosomes satellitifères. Explication dans le texte. Navachine (Bruun); hématoxyline ferrique. × 2200. *b*, noyau télophasique d'un grain de pollen. On voit deux nucléoles; un satellite, ne montrant aucune trace de clivage, se trouve à la surface du plus gros nucléole, dans la région tournée vers l'ancienne plaque équatoriale. Plante D. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250.

de coloration employée était peu favorable à l'observation des premiers stades de l'apparition du nucléole. Cependant, nous avons trouvé quelques figures dignes d'être remarquées: — La figure 15*a* représente un des premiers stades de la télophase dans le méristème radiculaire de la plante de la Serra do Gerez qui, comme nous l'avons vu, est pourvue de deux satellites assez inégaux, appartenant à la paire Pp'. On voit, d'accord avec le nombre de satellites, deux nucléoles inégaux dans chacun des noyaux-fils. À la surface de chacun des nucléoles plus volumineux, dans la

région tournée vers l'ancienne plaque équatoriale, séjourne un corpuscule intensément coloré et clivé longitudinalement. Ce corpuscule correspondant au plus gros satellite, le grand nucléole qui le porte a été élaboré par le chromosome Pp' pourvu de ce satellite. Nous n'avons remarqué aucun corpuscule à la surface du petit nucléole. Ce corps émanant de l'autre chromosome Pp', porteur du petit satellite, et celui-ci étant très petit, nous croyons que nous n'avons pu l'observer à cause de sa petitesse même. Dans la figure 15 *b*, qui représente un noyau télophasique d'un grain de pollen, les satellites sont également demeurés à la surface du nucléole, dans la région tournée vers l'ancienne plaque équatoriale. Contrairement à ce qui apparaissait dans la figure précédente, le grand satellite ne présente aucune trace de clivage longitudinal.

Ces observations montrent donc que, comme HEITZ l'a établi, les nucléoles se forment sur les chromosomes satellitifères, dans la région occupée par le filament. Elles montrent aussi qu'à la télophase les satellites restent à la surface du nucléole comme des corpuscules hétérochromatiques.

## OBSERVATIONS SUR *NARCISSUS BULBOCODIUM* L.

Nos observations ont porté sur du matériel provenant de deux localités: Bobadela (Oliveira do Hospital) et environs de Coimbra. Les plantes originaires de ces deux endroits s'étant comportées d'une façon différente, nous les traiterons séparément.

### *NARCISSUS BULBOCODIUM* DE BOBADELA

La garniture chromosomique des plantes de cette localité, déterminée par l'étude des métaphases du méristème radiculaire, peut être représentée par la formule suivante (fig. 16 *a*):

$$2n = 6\ Lp + 2\ lm + 4\ PP + 2\ Pp'$$

Ces plantes sont donc diploïdes et possèdent une paire de chromosomes satellitifères Pp' (fig. 16 *a*, *b*) semblable à la paire satellitifère que nous rencontrons chez quelques

autres espèces du genre (*N. reflexus, N. triandrus, N. pseudonarcissus*, etc.).

Correspondant à l'existence de deux chromosomes satellitifères, le nombre maximum de nucléoles que nous avons trouvé dans les noyaux télophasiques et interphasiques est deux (fig. 16 *c*).

Les chromosomes satellitifères sont les seuls attachés au nucléole pendant la prophase, ainsi qu'en témoigne la




Fig. 16. — *Narcissus bulbocodium* L. Bobadela (Oliveira do Hospital). *a*, plaque équatoriale dans une cellule du méristème radiculaire; on voit, assez nettement, les satellites de la paire Pp'. × 3250. *b*, paire métaphasique Pp'. × 3250. *c*, noyau interphasique à deux nucléoles. × 2200. *d*, prophase montrant les deux chromosomes Pp' et les satellites respectifs attachés au nucléole unique, produit par la fusion des deux nucléoles primitifs. Navachine (Bruun); violet de gentiane. × 2200.

fig. 16 *d*. Nous n'avons pas pu étudier la mitose dans les grains de pollen, faute de matériel; toutefois, les images observées dans les prophases du méristème radiculaire montrent, d'une façon assez nette, que les chromosomes satellitifères sont les seuls attachés au nucléole et, par conséquent, que ce sont eux qui possèdent les régions nucléologéniques.

### *NARCISSUS BULBOCODIUM* L. VAR. *GENUINUS* DES ENVIRONS DE COIMBRA

Nous avons déjà étudié, à plusieures reprises, les chromosomes des plantes de cette localité (FERNANDES, 1930, 1931, 1933, 1934). En dépit de ces fréquents examens, nous n'avons jamais établi, d'une façon probante, l'existence de chromosomes satellitifères dans ces plantes. Pour acquérir une certitude sur ce point, nous avons, en 1933, chargé notre élève RAMALHO VIEGAS de résoudre ce problème. Les conclusions obtenues ont été négatives: *Narcissus bulbocodium* var. *genuinus* des environs de Coimbra est dépourvu de chromosomes satellitifères. Ces observations n'ayant pas été publiées, nous avons repris le sujet, avec le matériel suivant:

a) Les préparations de notre élève, obtenues par la fixation au Navachine (Bruun) et coloration à l'hématoxyline ferrique;

b) Des méristèmes radiculaires fixés au La Cour 2BE et colorés au violet de gentiane;

c) Des préparations de grains de pollen, obtenues par la technique du carmin-acétique.

Les résultats auxquels nous sommes parvenus, après toutes ces études, confirment nos premières observations et celles de notre élève: aucun chromosome de *N. bulbocodium* var. *genuinus* des environs de Coimbra ne porte de satellites (fig. 17 *a*, *b*, *c* et photos. 6 et 7, Pl. I).

Les satellites sont des formations très fréquentes dans le règne végétal, puisqu'on en a observé chez presque toutes les plantes dont les chromosomes ont été soigneusement étudiés (voir à ce sujet M. NAVACHINE, 1925; KUHN, 1928; et RESENDE, 1936). Cependant, BRUUN (1932), en étudiant de ce point de vue *Primula seclusa*, n'a pas trouvé de satellites. Nos observations sur *Narcissus bulbocodium* var. *genuinus* et ceux de BRUUN montrent donc, en opposition avec HEITZ (1931 b) «wohl keine Pflanze ohne Sat-Chromosomen gibt», qu'il y a des plantes dépourvues de satellites. Nos observations montrent en outre qu'il peut y avoir, dans une

même espèce, des individus (soit races) pourvus de satellites (*N. bulbocodium* de Bobadela) et d'autres individus (soit

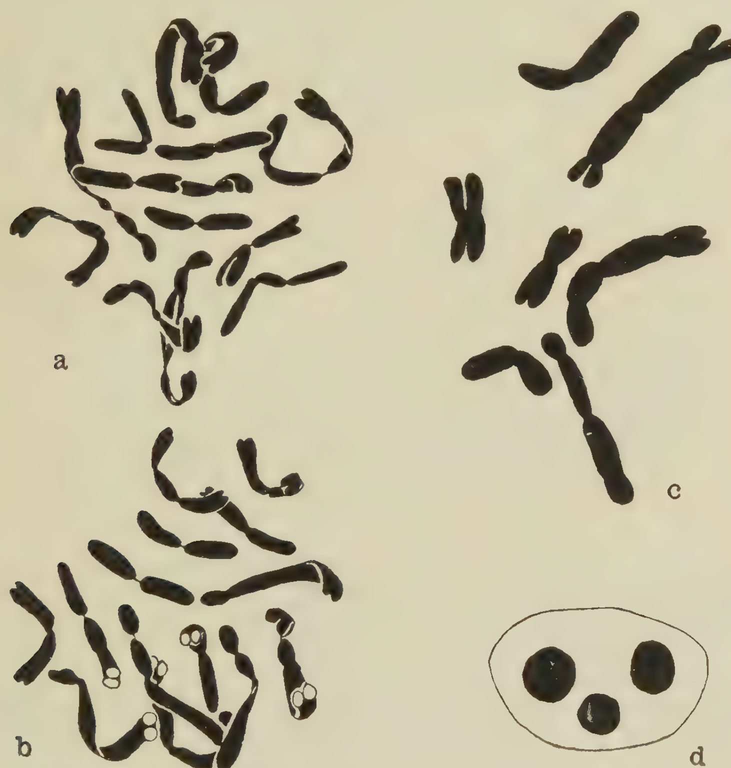



Fig. 17. — *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Environs de Coimbra. *a*, *b*, plaques équatoriales dans des cellules du méristème radiculaire; remarquer l'absence de satellites et l'existence de constrictions acinétiques, particuliérement nettes dans la fig. *a*. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250. *c*, métaphase de la première division du noyau d'un grain de pollen; remarquer aussi l'absence de satellites et l'existence de constrictions acinétiques dans les trois chromosomes longs. Confronter avec la photo. 6, Pl. I. Carnoy--carmin-acétique. × 2200. *d*, schéma d'un noyau interphasique d'une cellule du méristème radiculaire montrant trois nucléoles. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250.

races) dépourvus de ces formations (*N. bulbocodium* var. *genuinus*).

Malgré l'absence de chromosomes satellitifères, nous

avons remarqué trois nucléoles d'aspect normal dans les premiers stades da la télophase et dans quelques noyaux interphasiques de cellules du méristème radiculaire (fig. 17 *d*).

Quels sont, alors, les chromosomes qui déterminent la formation du nucléole? Pour répondre à cette question, nous avons étudié, avec la technique du carmin-acétique,




Fig. 18. — *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Environs de Coimbra. *a*, *b*, schémas montrant des nucléoles appartenant à des noyaux interphasiques; à chacun des nucléoles sont attachés deux corpuscules hétérochromatiques qui correspondent aux extrémités des deux chromosomes nucléolaires. Carnoy-carmin--acétique. × 2200.

la première division du noyau des grains de pollen. Voici les résultats de nos observations:

L'examen des noyaux interphasiques nous a révélé l'existence, à la surface du nucléole, d'un ou de deux petits corpuscules intensément colorés (fig. 18 *a*, *b*). Ces corpuscules ont tous les caractères de l'hétérochromatine, puisqu'ils sont massifs et se colorent très intensément.

L'étude des premiers stades de la prophase nous a montré que ces corpuscules ne sont que les extrémités hétérochromatiques de deux chromosomes longs Lp. Ce fait est mis en évidence par la microphotographie 8, Pl. I. On voit, dans cette figure, deux chromosomes (A et B) attachés au nucléole. Ces chromosomes révèlent les régions constitutives suivantes (voir photo. 8, Pl. I):

Chromosome A: 1) un petit corpuscule sphérique, intensément coloré, attaché au bord du nucléole; p) la branche p; 2) la constriction cinétique; 3) la constriction acinétique de la branche L; L) la branche distale L.

Chromosome B: p) la branche proximale p; 2) la constriction cinétique; L) la branche distale L; 1) l'extré-

mité hétérochromatique de la branche L attachée au nucléole.

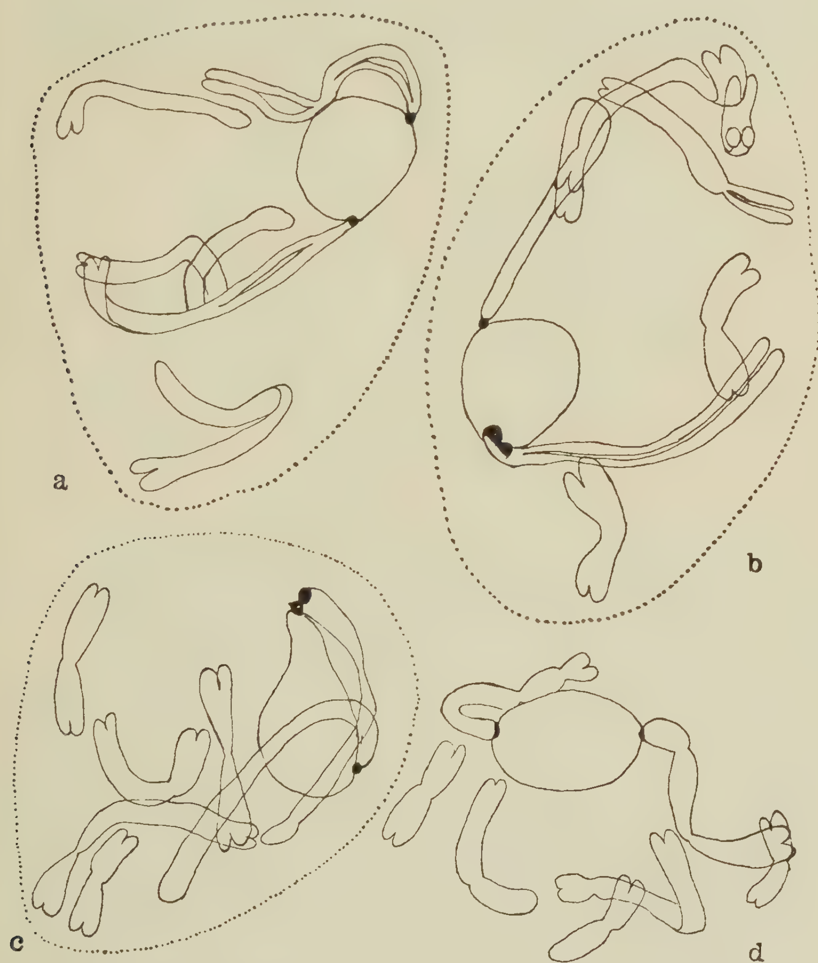



Fig. 19. — *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Environs de Coimbra. *a-d*, stades progressivement plus avancés de la prophase; on voit, attachées au nucléole, les extrémités hétérochromatiques de deux chromosomes longs. Dans les figures *c* et *d*, on reconnaît très bien que les extrémités hétérochromatiques appartiennent, respectivement, à la branche p et à la branche L de deux chromosomes Lp. Seuls les contours des chromosomes et du nucléole ont été dessinés; les extrémités hétérochromatiques sont en noir. Confronter les figs. *a* et *c* respectivement avec les photos. 11 et 13, Pl. II. Carnoy-carmin-acétique. × 2200.

Ces observations ont été confirmées par l'étude des stades plus avancés. Ainsi, la figure 19 *a, b, c, d* et les photos. 11, 12 et 13 montrent des stades successivement plus avancés de la prophase. On voit toujours deux chromosomes longs attachés au nucléole par leurs extrémités hétérochroma-

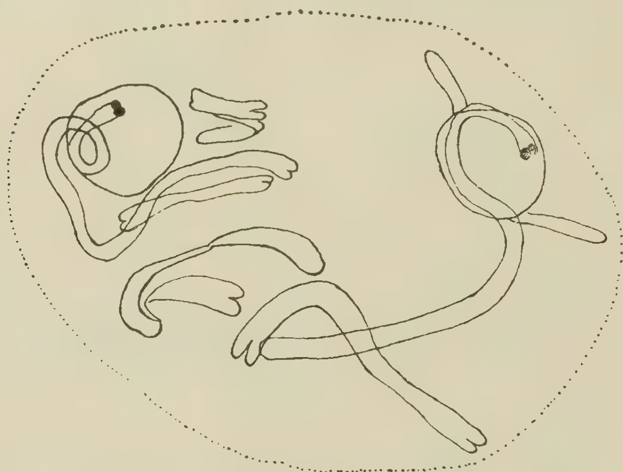


Fig. 20. — *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Environs de Coimbra. Prophase dans un noyau à deux nucléoles; à chacun d'eux s'attache l'extrémité hétérochromatique (en noir) d'un chromosome Lp. Confronter avec la photo. 14, Pl. II. Carnoy-carmin-acétique. × 2200.

tiques. L'un d'eux s'attache par l'extrémité de la branche p, l'autre par l'extrémité de la branche L (fig. 19 *c, d*).

Quelquefois, on rencontre des noyaux à deux nucléoles (fig. 20 et photo. 14, Pl. II). Dans ces cas, un chromosome s'attache à chacun des nucléoles par leur extrémité hétérochromatique.

Étant donné l'existence de trois nucléoles dans la phase diploïde, il fallait s'attendre à voir apparaître chez les grains de pollen 50 % de grains avec deux chromosomes attachés au nucléole (ou aux deux nucléoles) et 50 % de grains avec un seul chromosome attaché au nucléole.

Nous n'avons pas fait de numérations, mais nous avons trouvé des grains de pollen des deux types. C'est ainsi que la figure 19 *a, b, c, d* illustre les grains de pollen

du premier type et la figure 21 et la photo. 15, Pl. II ceux du deuxième.

L'étude des premiers stades de la télophase a confirmé les observations de la prophase, puisque nous avons trouvé des grains de pollen qui, à ce stade, présentent un seul

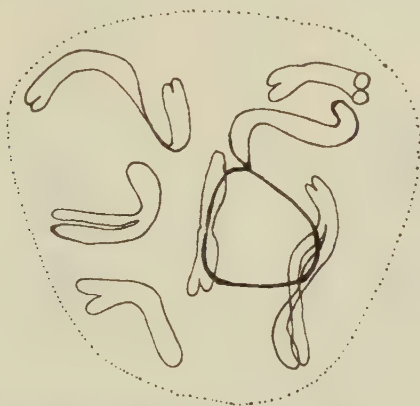


Fig. 21. — *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Environs de Coimbra. Prophase dans un noyau à un seul chromosome nucléolaire; remarquer que c'est l'extrémité hétérochromatique de la branche p qui est attachée au nucléole. Carnoy-carmin-acétique. × 2200.

nucléole (fig. 22*a* et photo. 9, Pl. I) et d'autres qui en montrent deux (fig. 22*b* et photo. 10, Pl. I).

Dans les cas où il n'y a qu'un chromosome nucléolaire, nous avons remarqué qu'il s'attache toujours au nucléole par l'extrémité de la branche p; lorsqu'il y en a deux, l'un s'attache par l'extrémité de la branche p et l'autre par l'extrémité de la branche L. Dans ce dernier cas, les nucléoles doivent, dans les noyaux télophasiques, occuper des positions différentes: l'un, produit par l'extrémité de la branche p, doit être situé dans la région supérieure du noyau et l'autre, élaboré par l'extrémité de la branche L, doit être situé dans la région inférieure. L'étude de quelques télophases nous a montré que les choses se passent ainsi (fig. 22*b* et photo. 10, Pl. I).

Nous pouvons donc dire que *N. bulbocodium* var. *genuinus* possède, dans la phase diploïde, trois chromosomes

nucléolaires dont deux homologues et un autre appartenant à une autre paire.

Les chromosomes nucléolaires restent attachés au nucléole jusqu'aux derniers stades de la prophase (fig. 19*d*). Parfois, cependant, ils peuvent se détacher du nucléole avant sa complète dissolution, ainsi qu'en témoigne la figure 23. À

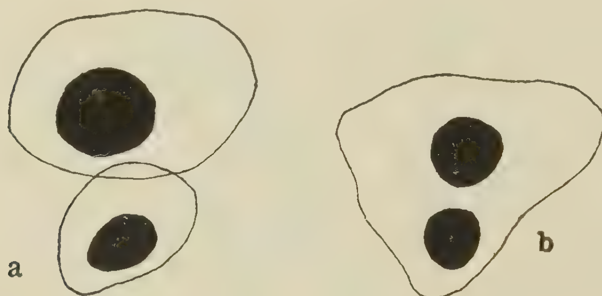



Fig. 22. — *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Environs de Coimbra. *a*, télophase de la première division dans un grain de pollen pourvu d'un seul chromosome nucléolaire; on voit un seul nucléole dans chacun des noyaux-fils. *b*, noyau télophasique dans un grain de pollen pourvu de deux chromosomes nucléolaires; remarquer la position des nucléoles: le supérieur a été produit par la région nucléologénique située à l'extrémité de la branche p d'un des chromosomes Lp (A); l'inférieur a été produit par la région nucléologénique, localisée à l'extrémité de la branche L de l'autre chromosome. Confronter les figures *a* et *b* respectivement avec les photos. 9 et 10, Pl. I. Carnoy-carmin-acétique. × 2200.

ce stade, les régions nucléologéniques sont encore reconnaissables (fig. 23), mais cela n'arrive pas à la métaphase.

Parmi les nombreuses figures de prophase que nous avons examinées, nous en avons trouvé une vraiment remarquable (fig. 24 et photo. 16, Pl. II). Elle présente la garniture chromosomique normale, mais, contrairement à ce qui a lieu dans les figures normales, on voit, à la surface du nucléole, un corpuscule hétérochromatique, clivé longitudinalement. Ce corpuscule correspond à la région nucléologénique du chromosome A (région nucléologénique localisée à l'extrémité de la branche p). Le chromosome B présente son aspect ordinaire, puisqu'il possède l'extré-

mité hétérochromatique de la branche L dans sa position normale.

Nous pouvons donner deux explications de l'apparition de cette figure exceptionnelle:

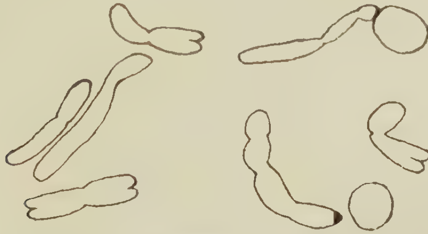


Fig. 23. — *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus.* Environs de Coimbra. Stade très avancé de la prophase dans un noyau à deux nucléoles. Un des chromosomes (B) vient justement de se détacher, tandis que l'autre (A) reste encore attaché à l'autre nucléole. Les régions nucléologéniques, qui sont encore reconnaissables, sont dessinées en noir. Carnoy-carmin-acétique. × 2200.

1 — La position du point de plus grande activité de la région nucléologénique n'est pas toujours la même dans les différentes cellules. Normalement, ce point est localisé à

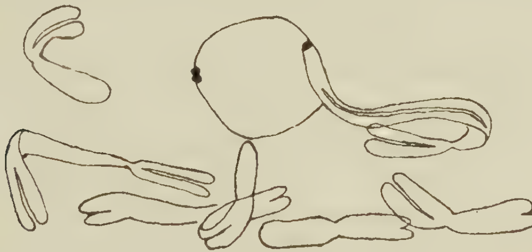


Fig. 24. — *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus.* Environs de Coimbra. Prophase exceptionelle montrant la région nucléologénique du chromosome A, séparée du corps chromosomique comme un véritable satellite. Confronter avec la photo. 16, Pl. II. Carnoy-carmin-acétique. × 2200.

l'extrémité dans les deux chromosomes et, ainsi, les régions nucléologéniques restent attachées au corps chromosomique. On obtient ainsi les aspects normaux que nous avons très souvent présentés.

Dans la cellule qui a donné naissance à la figure

décrite, le point de plus grande activité du chromosome A est localisé dans la région opposée. De cette façon, le nucléole, élaboré par ce chromosome, s'est développé entre le corps chromosomique et la région nucléologénique et cette région est restée séparée du corps chromosomique comme un véritable satellite.

2 — La région nucléologénique du chromosome A a subi une inversion dans cette cellule. Le point de plus grande activité est resté le même, mais, étant donnée sa localisation, la région nucléologénique est apparue à la surface du nucléole comme un satellite (1).

En étudiant le *Zea mays*, MCCLINTOCK (1934) a constaté que la position du point de plus grande activité de la région nucléologénique n'est pas fixe. Ainsi, dans certaines races, ce point est localisé à l'extrémité distale; dans d'autres, il se trouve dans la région médiane; et enfin, dans d'autres encore, à l'extrémité proximale. Ces variations sont mises en évidence par des modifications correspondantes de la taille des satellites.

Nos observations antérieures sur *Narcissus reflexus* et *N. triandrus* (FERNANDES, 1935), mettant en évidence une variation de la taille des satellites dans les différentes cellules d'un même individu, montrent que la position du point de plus grande activité de la région nucléologénique peut varier aussi dans les différentes cellules d'un même individu. Cette variation étant établie, nous croyons plus probable la première hypothèse, qui nous donne une explication satisfaisante de l'apparition de cette figure exceptionnelle.

---

(1) En dehors de ces deux hypothèses, nous pouvons encore avancer une autre explication. Comme l'extrémité du corps chromosomique du chromosome A n'était pas parfaitement attachée au nucléole, nous pouvons penser que l'aspect décrit a été produit par un accident de manipulation. Pendant la dissociation des anthères, le chromosome A a pu être fragmenté précisément au point où s'attache la région nucléologénique. Cependant, nous ne croyons pas cette hypothèse vraisemblable.

## DISCUSSION

Le résultat le plus important de nos observations est la confirmation de la thèse de MCCLINTOCK (1934): le nucléole est produit, à la télophase, par une région spéciale, intensément colorée (hétérochromatique) existant dans certains chromosomes *(Nukleolenchromosomen; chromosomes nucléolaires).*

Le fait que l'élaboration du nucléole doit être attribuée à l'action de cette région et non à celle du filament du satellite, comme HEITZ le prétend, est rendu manifeste par le comportement du *N. bulbocodium* L. var. *genuinus* des environs de Coimbra. En effet, dans ces plantes, les chromosomes nucléolaires ont des régions nucléologéniques terminales et ne possèdent pas de filaments; cependant, ces chromosomes élaborent les nucléoles d'une façon entièrement normale.

En étudiant *Frullania dilatata,* LORBEER (1934) a constaté que les chromosomes nucléolaires de cette plante sont attachés au nucléole par les extrémités hétérochromatiques, et que ces chromosomes sont dépourvus de filaments. L'auteur a été ainsi amené à conclure que le filament ne doit pas être indispensable à la formation du nucléole.

Comme on le voit, nos observations et celles de LORBEER conduisent à la même conclusion et ces observations ayant été faites sur des plantes appartenant à des groupes taxonomiques très séparés (Hépatiques et Monocotylédones), nous croyons qu'elles doivent avoir une portée générale.

Il est encore un autre fait qui milite contre HEITZ: les trois chromosomes longs de la garniture de *N. bulbocodium* et de *N. reflexus* possèdent des constrictions acinétiques qui apparaissent très souvent (particulièrement dans le matériel fixé au liquide de La Cour 2BE), dans les métaphases, étirées, en formant des filaments. Étant donné que ces constrictions n'entrent pas en relation avec le nucléole, l'accumulation de la matière nucléolaire n'a jamais lieu dans ces régions, comme cela devrait se produire si l'hypo-

thèse de HEITZ était correcte. Nos observations montrent, en toute évidence, que la matière nucléolaire s'accumule seulement sous l'influence des régions nucléologéniques, malgré l'absence de filament.

HEITZ (1931) considère comme synonymes les expressions *Nukleolenchromosomen* et *Sat-Chromosomen*. Ceci ne saurait être maintenu, puisque nos observations indiquent qu'il y a des chromosomes nucléolaires *(N. bulbocodium* var. *genuinus)* qui ne sont pas des chromosomes satellitifères. D'après ces mêmes observations, nous pouvons dire que les chromosomes satellitifères sont des chromosomes nucléolaires, mais que tous les chromosomes nucléolaires ne sont pas des chromosomes satellitifères.

L'analyse des observations faites sur *N. reflexus* montre que les satellites et les extrémités chromosomiques adjacentes aux satellites ont tous les caractères de l'hétérochromatine, puisque ces régions ne subissent pas de transformations télophasiques et se colorent très intensément pendant la prophase. Étant donné l'identité entre les satellites et les extrémités adjacentes, nous sommes portés à conclure que les satellites de *N. reflexus* appartiennent, comme les extrémités de leurs chromosomes, à la région nucléologénique.

Le comportement des satellites de *Narcissus reflexus* est tout à fait différent de celui du satellite de *Zea mays*, puisque, comme MCCLINTOCK (1934) l'a bien démontré, ce corps est euchromatique, contrairement à ce qui arrive à la région nucléologénique.

Ces faits nous amènent à établir l'existence de deux types de satellites dans le règne végétal:

1) *Satellites hétérochromatiques*, ayant tous les caractères de la région nucléologénique;

2) *Satellites euchromatiques*, qui n'ont pas les caractères de la région nucléologénique.

Nous concevons ces deux types de satellites de la façon suivante: — Les satellites du premier type résultent de l'existence de régions nucléologéniques, situées à l'extrémité des chromosomes. Lorsque le point de plus grande activité de cette région est localisé précisément à l'extrémité, il ne se formera aucun satellite (cas du *N. bulbocodium* L. var.

*genuinus*); quand ce point est localisé dans une région intermédiaire, il se développera un satellite plus ou moins étendu, selon l'écart plus ou moins considérable existant entre ce point et l'extrémité; et, finalement, si ce point est localisé à l'extrémité proximale, toute la région nucléologénique deviendra un satellite (1).

Ainsi, les satellites hétérochromatiques peuvent représenter ou bien une partie de la région nucléologénique, ou bien cette région tout entière. Nous pourrons donc diviser les satellites hétérochromatiques en deux catégories:

a) *holosatellites*, s'ils représentent la région nucléologénique complète;

b) *mérosatellites*, s'ils ne représentent qu'une partie plus ou moins étendue de cette région.

Les satellites du deuxième type (satellites euchromatiques) résultent de l'existence de régions nucléologéniques localisées ailleurs qu'à l'extrémité des chromosomes. Ces satellites pourront être plus ou moins étendus, selon la distance qui sépare la région nucléologénique de l'extrémité du chromosome. Les satellites de *Zea mays*, étudiés par MCCLINTOCK (1934), appartiennent à ce type.

Quelques auteurs (S. NAVACHINE, 1912; M. NAVACHINE, 1925, 1929; BARANOV, 1926; SENJANINOVA, 1926; SOROKINE, 1929; KACHIDZE, 1929; et DELAUNAY, 1929) ont réussi à observer des satellites à la surface du nucléole pendant l'interphase et les premiers stades de la prophase. D'autres auteurs, par contre, avec un matériel différent, ne sont jamais parvenus à les voir. S. NAVACHINE lui-même (cité par GHIMPU, 1930), étudiant *Tulipa Greigi*, n'a pas signalé la présence de satellites sur le nucléole. Cet auteur est ainsi amené à établir deux catégories de satellites: ceux qui séjournent sur le nucléole (satellites *genuini*) et ceux qui n'y séjournent pas (satellites *non-typiques*). Ces deux catégories doivent correspondre aux deux types (satellites *hétérochromatiques* et satellites *euchromatiques*) que nous avons distin-

---

(1) Cette conception est basée sur l'hypothèse que la position du point de plus grande activité de la région nucléologénique n'est pas toujours la même. Ce fait, cependant, est maintenant bien établi par les observations de McCLINTOCK (1934) et par les nôtres.

gués. Les satellites *genuini* sont hétérochromatiques, ne subissent pas les transformations télophasiques et, pour cette raison, sont visibles à la surface du nucléole pendant l'interphase et les premiers stades de la prophase; les satellites *non-typiques* sont euchromatiques, subissent les transformations télophasiques et n'apparaissent sur le nucléole qu'au moment où la contraction des chromosomes est déjà très avancée.

Quant à la question de savoir quel est le type le plus fréquent dans le règne végétal, il nous faut attendre de nouvelles recherches pour la résoudre. Nous croyons, toutefois, que les satellites hétérochromatiques, en particulier les mérosatellites, sont les plus fréquents.

Nous pouvons donc dire que les satellites ne sont pas les formations mystérieures qui ont si longtemps intrigué les cytologistes. Nous comprenons maintenant assez bien que ces formations sont: ou des parties de régions nucléologéniques ou des régions nucléologéniques entières, ou encore des portions chromosomiques séparées de la région nucléologénique par un filament provenant de la croissance du nuclélole.

Une autre question est celle de la position du point de plus grande activité de la région nucléologénique. MCCLINTOCK (1934) a constaté, comme nous l'avons déjà dit, que la position de ce point peut varier dans les différentes races de *Zea mays*. Nos observations sur le *N. bulbocodium* var. *genuinus* des environs de Coimbra ont montré de plus que cette variation peut même exister dans les différentes cellules d'un même individu (fig. 24).

Dans la première partie de ce travail (FERNANDES, 1935), nous avons constaté que, chez *N. reflexus* et *N. triandrus*, la taille des satellites métaphasiques n'était pas toujours la même chez les différents individus. En outre, nous avons découvert qu'une légère variation pouvait se produire dans les différentes cellules d'un même individu. Dans ce même travail, nous avons cherché à expliquer la variation de la taille des satellites de la paire Pp' en appliquant les données de MCCLINTOCK sur la variation de la position du point de plus grande activité de la région nucléologénique. Mais, à

cette date, nous avons rejeté l'explication que nous offraient les données de MCCLINTOCK pour les deux raisons suivantes (voir FERNANDES, 1935):

1) La branche p a une longueur à peu près constante dans tous les chromosomes. Cela ne devrait pas être si la dimension des satellites variait pour la raison indiquée ci-dessus. Pour que cette hypothèse fût correcte, il faudrait que nous ayons constaté que la branche p est plus courte chez les chromosomes à grands satellites que chez ceux à petits satellites. Dans le cas de satellites très petits, le chromosome devrait être isobrachial, et son satellite situé à l'extrémité de la branche. Ce n'est pas le cas, car, ainsi que nous l'avons dit, la longueur de la branche est la même dans tous les types satellitifères, sans aucune relation avec la grandeur des satellites.

2) Si nous admettons cette hypothèse, nous ne pourrons pas expliquer la variabilité de la grandeur des satellites dans les cellules d'un même individu, sauf si nous admettons que la position du point de plus grande activité du «nucleolar-organizing body» est aussi variable dans les diverses cellules d'un même individu. Cette supposition, cependant, n'est pas en accord avec les observations de MCCLINTOCK.

Cette seconde raison ne saurait être maintenue, car nos observations actuelles sur *N. bulbocodium* var. *genuinus* montrent, de toute évidence, que la position du point de plus grande activité de la région nucléologénique peut varier dans les différentes cellules d'un même individu, ce qui nous permet d'expliquer la variation de la taille des satellites dans ces cellules.

Quant à la première raison, les choses sont un peu plus complexes. Nous ne pouvons pas considerer la constance de la longueur de la branche p comme fermement établie, car nous n'avons pas mesuré cette branche et les images des divers chromosomes ont été prises sur des figures appartenant à des racines de plantes différentes et localisées dans des régions diverses.

Bien que la longueur de la branche p ne soit pas rigoureusement comparable dans tous les chromosomes, l'étude de la figure 39 de notre travail antérieur (FERNANDES, 1935)

montre que la variation de la taille du satellite ne peut être expliquée, d'une façon satisfaisante, par la seule variation de la position du point de plus grande activité de la région nucléologénique. En effet, si cette variation était la seule responsable de la différence de taille du satellite, les derniers chromosomes de la série, où le point de plus grande activité est terminal, devraient être isobrachiaux ou presque. Or, il n'en est pas ainsi.

Au sujet de la variation de dimension des satellites, il est très important de remarquer que le chromosome $L'p_1$ des plantes dont les chromosomes Pp' possédaient les plus grands satellites (racine n.° 1 des plantes brévistylées) n'avait pas de satellite. Etant donné que le satellite du chromosome Pp' représente tout ou partie de la région nucléologénique, nous croyons qu'une portion de cette région a subi une translocation et a été reliée au chromosome $L'p_1$, engendrant ainsi le satellite de ce chromosome. Cette translocation pourrait donc être responsable en partie du changement de taille du satellite.

Nous basant sur la figure 39 de notre précédent travail, illustrant la variation de la dimension du satellite de la paire Pp', nous croyons que cette variation peut très probablement s'expliquer de la façon suivante: — Les plantes pourvues de grands satellites (les trois premiers, dans la figure mentionnée) sont primitives. Dans ces plantes, le point de plus grande activité de la région nucléologénique est localisé à l'extrémité proximale et, ainsi, le satellite correspond à toute la région nucléologénique. Par la suite, une partie du satellite a été détachée puis reliée au chromosome $Lp_1$; cette translocation a ainsi causé une diminution considérable de la taille du satellite: les chromosomes 4, 5 et 6 de la série représentant cette dimension.

Après cela, l'autre variation pourrait être expliquée par le seul changement de position du point de plus grande activité de la région nucléologénique. Nous croyons que cette hypothèse est très probable, puisqu'elle explique très bien les faits observés.

Nos observations, tout en montrant que la taille des satellites varie dans les différents individus, nous amènent

à la conclusion suivante: *chez* Narcissus reflexus et N. triandrus, *la région nucléologénique des chromosomes nucléolaires ne possède pas un point de plus grande activité bien défini; le nucléole peut être élaboré par un point quelconque de cette région.*

Chez *Zea mays*, MCCLINTOCK (1934) a constaté que la position de ce point est un caractère raciale. Cette conclusion ne s'applique pas à *N. reflexus* et à *N. triandrus* pour les deux raisons suivantes:

1) Ayant examiné un très petit nombre de plantes (28) nous avons trouvé un nombre de conformations satellitifères excessivement élevé;

2) Si cette variation est un caractère raciale, nous ne pouvons pas comprendre la variation dans les différentes cellules d'un même individu.

Les recherches sur les satellites ont mis en évidence l'existence de plantes chez lesquelles la taille des satellites est variable; cependant, il y en a d'autres où les auteurs n'ont trouvé aucune variation. Nous croyons que l'on peut concilier ces résultats en supposant que, dans les premières plantes, la position du point de plus grande activité n'est pas encore fixée, et que dans les autres elle est déjà fixée.

Nous ne connaissons pas encore le mécanisme qui préside à l'établissement du point de plus grande activité; cependant, nous pouvons supposer que, chez les plantes où ce point a une position variable, des races possédant un point fixe pourront apparaître et devenir stables par sélection naturelle.

Une autre question très difficile à résoudre est celle de la nature et du comportement du filament.

Dans quelques figures d'interphase, nous avons constaté que le satellite ne reposait pas précisément sur le nucléole, mais qu'il y était relié par un mince filament (fig. 1 *a*, *c*, *d*, *g*). Il est probable que ce filament est une petite portion du filament satellitifère. Dans une autre figure (fig. 1 *j*), nous avons remarqué l'existence d'un filament complet, séjournant à la surface du nucléole et reliant le satellite à l'extrémité hétérochromatique du chromosome Pp'.

Dans les premiers stades de la prophase, le filament n'a été visible que sur une seule figure (fig. 11 et photo. 3, Pl. I). Là, le filament séjournait à la surface du nucléole, mais nous n'avons pas réussi à établir l'existence d'une liaison avec l'extrémité hétérochromatique du chromosome respectif. Dans les stades moyens, nous n'avons également rencontré qu'une seule figure (photo. 4, Pl. I) laissant voir le filament. Il apparaissait, comme dans les autres cas, à la surface du nucléole et était relié à l'extrémité hétérochromatique du chromosome respectif. Dans les stades plus avancés, lorsque les chromosomes sont presque sur le point d'acquérir les dimensions métaphasiques, les filaments se voient plus frequémment. Ils séjournent, comme les satellites, à la surface du nucléole (fig. 13 *h*, *i*), ou bien ils sont déjà détachés de ce corps. D'après ces observations, nous croyons pouvoir attribuer au filament le cycle évolutif suivant: — À la télophase, si le point de plus grande activité de la région nucléologénique reste le même que dans la cinèse précédente, la substance nucléolaire se dépose sur la région du filament. Par suite de la croissance du nucléole, le filament s'étire plus ou moins selon la grandeur qu'atteindra ce corps. Ensuite, il restera, pendant la télophase et l'interphase, comme un filament très mince, à la surface du nucléole, relié d'un côté au satellite et au chromosome de l'autre. Pendant la prophase, il se raccourcit à fur et à mesure que le nucléole se dissout et peut se détacher avec le satellite avant la complète dissolution du nucléole ou rester à la surface de ce corps jusqu'à sa complète dissolution.

Nous avons peu de choses à dire sur la nature du filament. Avec la réaction nucléale de FEULGEN-ROSSENBECK, HEITZ (1931) a constaté que les satellites se coloraient intensément, donnant ainsi la réaction indicatrice de l'existence d'acide thymonucleique. Par contre, les filaments des chromosomes satellitifères de *Vicia* n'étaient pas mis en évidence par l'emploi de cette méthode. Bien que nous n'ayons pas appliqué la réaction nucléale de FEULGEN-ROSSENBECK à notre matériel, il nous semble que nos observations ne s'accordent pas entièrement avec celles de HEITZ, car, dans les cas très rares où nous avons pû observer le filament du satellite du

chromosome Pp', ce filament présentait, dans les préparations colorées au carmin-acétique, une coloration plus intense que celle du nucléole, semblable à celle du satellite et de l'extrémité hétérochromatique du chromosome.

Cette observation nous a conduit à penser que, dans les cas où le point de plus grande activité de la région nucléologénique est localisé hors des extrémités, le filament est peut-être formé par la substance de la région nucléologénique elle-même. Dans les cas où le point de plus grande activité est terminal, le filament pourra être formé par la substance de la région nucléologénique ou par une autre substance chromosomique. S'il en était ainsi, nos observations pourraient s'accorder avec celles de HEITZ, en supposant que les observations de cet auteur aient porté sur du matériel où le point de plus grande activité de la région nucléologénique était terminal (localisé à l'extrémité proximale ou distale) et le filament constitué par une substance dépourvue d'acide thymonucléique.

Comme on le voit, les données que nous possédons sur les filaments sont peu nombreuses, ceux-ci étant très difficiles à mettre en évidence dans les premiers stades de la prophase. Quelle en est la raison? Est-ce parce qu'ils sont trop minces? ou parce qu'ils se colorent de la même façon que le nucléole? Autant de questions sur lesquelles nous appelons l'attention des investigateurs, puisque notre matériel ne nous a fourni aucune réponse.

En ce qui concerne le comportement des constrictions acinétiques, nous avons constaté qu'elles n'entrent jamais en relation avec le nucléole. Ces constrictions sont donc d'une nature tout à fait différente de celle des constrictions trouvées par HEITZ dans les espèces du genre *Vicia*, dans le *Drosophyllum lusitanicum*, etc. On remarque également, contrairement à ce qui arrive chez les espèces ci-dessus, que les constrictions observées dans notre matériel sont rarement étirées en filaments (cela arrive avec la fixation au La Cour 2BE). Nous ignorons complètement la signification de ces constrictions.

Nous voulons maintenant essayer de retracer, d'une façon générale, le cycle évolutif des satellites.

1) *Satellites hétérochromatiques.* a) *Holosatellites* (1). À la télophase, le satellite, comme d'ailleurs les chromosomes, se trouve déjà clivé longitudinalement. La matière nucléolaire se dépose entre le satellite et l'extrémité du corps chromosomique. Avec la croissance du nucléole, le filament, déjà existant ou développé de nouveau à ce moment, s'étire et reste à la surface du nucléole. Les parties euchromatiques du chromosome nucléolaire subissent les transformations télophasiques et seul le satellite reste comme un corps massif attaché au nucléole, dans la région tournée vers l'ancienne plaque équatoriale. Dans les stades plus avancés de la télophase et dans l'interphase, les nucléoles (dans les cas où leur nombre est supérieur à un) se fusionnent d'une façon variable et leur nombre diminue (en général ce nombre est réduit à un ou deux). À l'interphase, les satellites continuent à séjourner à la surface du nucléole, reliés par le filament à leur chromosome respectif qui, à ce moment, fait partie du «réseau». Par suite de la fusion des nucléoles et des mouvements télophasiques, les filaments peuvent quitter leur position initiale, et gagner des positions secondaires.

Pendant la prophase, les chromosomes satellitifères restent attachés au nucléole pendant un temps plus ou moins long. Le détachement peut avoir lieu à différents moments de la prophase: rarement dans les premiers stades; plus fréquemment dans les moyens; et encore plus souvent dans les derniers. Les chromosomes longs se détachent, en général, plus tôt que les courts; cependant, il y a des cas où les chromosomes longs et courts restent attachés au nucléole jusqu'à sa complète dissolution.

À notre avis, ces faits deviennent compréhensibles si l'on admet que le moment où se produit le détachement des chromosomes satellitifères dépend des facteurs suivants:

(1) Nous considérons le cas plus fréquent, celui où il a plus d'un nucléole.

a) Position occupée par le satellite et le filament respectif au commencement de la prophase;

b) Traction exercée par le raccourcissement du chromosome satellitifère (le filament y compris) et par d'autres mouvements prophasiques;

c) Dissolution du nucléole.

Ainsi, on comprend:

1.^er^ Que les chromosomes longs dont les satellites et les filaments respectifs occupent les positions les plus favorables soient les premiers à se détacher, puisque la traction exercée par leur raccourcissement et les autres mouvements de la prophase pourront suffire à les séparer;

2.^ème^ Que les chromosomes longs dont les satellites et les filaments respectifs occupent des positions moins favorables soient détachés plus tard, puisque la force produite par le raccourcissement des chromosomes et par leur mouvement a besoin d'être renforcé par la dissolution du nucléole;

3.^ème^ Que les chromosomes longs qui ont des positions peu favorables et les chromosomes courts se maintiennent attachés au nucléole jusqu'à la fin de la prophase. Quelquefois, ces chromosomes peuvent se détacher avant la complète dissolution du nucléole, mais, dans la plupart des cas, ils restent attachés à ce corps jusqu'à sa disparition. Ces cas sont les plus fréquents.

Après la prophase, les satellites évoluent comme les chromosomes qui les portent.

b) *Mérosatellites.* — À la télophase, la matière nucléolaire se dépose entre les deux parties hétérochromatiques de la région nucléologénique. Deux corpuscules hétérochromatiques, correspondant à chaque chromosome satellitifère, resteront à la surface du nucléole pendant la télophase et l'interphase. Pendant la prophase, on verra le satellite et l'extrémité hétérochromatique du chromosome attachés au nucléole. Du reste, le cycle évolutif des mérosatellites est le même que celui que nous avons décrit chez les holosatellites.

2) *Satellites euchromatiques.* — Les satellites de ce

type, qui résultent, comme nous l'avons vu, de l'existence de régions nucléologéniques qui ne sont pas situées à l'extrémité des chromosomes, subissent, pendant la télophase, les transformations de l'euchromatine. Ils ne seront donc pas visibles pendant la télophase et l'interphase. Seule la région nucléologénique, entière ou divisée en deux parties, sera visible à la surface du nucléole. Pendant la prophase, le satellite apparaîtra comme un segment chromosomique plus ou moins étendu, qui restera attaché au nucléole jusqu'à son détachement, qui aura lieu de la façon décrite pour les holosatellites.

Comme on le voit, le cycle évolutif que nous attribuons aux satellites s'écarte considérablement de celui qui a été proposé par l'école russe et que nous avons résumé au commencement du présent travail.

## RÉSUMÉ ET CONCLUSIONS

1. — Nos observations confirment la thèse de MCCLINTOCK: le nucléole est elaboré, à la télophase, par l'activité d'une région spéciale, intensément colorable (hétérochromatique), existant dans certains chromosomes (chromosomes satellitifères Pp', $Lp'_3$ et $L'p_1$ de *N. reflexus;* chromosome satellitifère Pp' de *N. bulbocodium* de Bobadela; et chromosomes non-satellitifères Lp de *N. bulbocodium* L. var. *genuinus* des environs de Coimbra).

MCCLINTOCK dénomme la région qui élabore le nucléole «nucleolar-organizing body», «nucleolar-organizing element» ou encore «nucleolus-forming region» (SHARP); nous employons l'expression «région nucléologénique», qui nous semble convenir.

2. — Chez certains chromosomes nucléolaires, la région nucléologénique et son point de plus grande activité sont terminaux. Ces chromosomes ne sont pas donc satellitifères (*N. bulbocodium* L. var. *genuinus* des environs de Coimbra). De cette façon, contrairement à HEITZ, nous ne

pouvons pas considérer comme synonymes les expressions *chromosomes nucléolaires* et *chromosomes satellitifères* (respectivement *Nukleolenchromosomen* et *Sat-Chromosomen* de HEITZ). Les chromosomes satellitifères sont des chromosomes qui élaborent des nucléoles, mais tous les chromosomes qui élaborent des nucléoles ne sont pas des chromosomes satellitifères.

3. — Le filament des satellites n'est pas indispensable à la formation du nucléole, comme HEITZ le croit. Il est, comme MCCLINTOCK le pense, une formation secondaire, dûe à la croissance du nucléole.

4. — Nous croyons pouvoir établir l'existence de deux types de satellites dans le règne végétal, d'après leur constitution et leur comportement pendant la mitose:

1) Satellites qui ont tous les caractères de l'hétérochromatine, puisqu'ils sont massifs, ne subissent pas les transformations télophasiques et restent attachés au nucléole pendant la télophase, l'interphase et une partie plus ou moins considérable de la prophase. Étant donné leur nature hétérochromatique, nous les appelons *satellites hétérochromatiques*. Ces satellites peuvent être partagés en deux catégories: a) *Holosatellites*, qui correspondent à des régions nucléologéniques complètes; b) *Mérosatellites*, qui correspondent à une partie de cette région.

2) Satellites qui ont les caractères de l'euchromatine, puisqu'ils subissent les transformations télophasiques et que, par conséquent, ils ne sont pas visibles à la surface du nucléole pendant l'interphase et les premiers stades de la prophase. À cause de leur nature euchromatique, nous les appelons *satellites euchromatiques*.

Les types de satellites 1 et 2 doivent correspondre aux deux types distingués par S. NAVACHINE (cité par GHIMPU, 1930): *satellites genuini* et *satellites non-typiques*.

5. — Les deux ou les trois régions nucléologéniques de la garniture haploïde de *N. reflexus* ne sont pas également actives dans l'élaboration des nucléoles. La région nucléo-

logénique du chromosome Pp' est plus active que celle des chromosomes $Lp'_3$ et $L'p_1$, puisqu'elle elabore un nucléole plus volumineux que les autres.

6. — La position du point de plus grande activité de la région nucléologénique n'est pas toujours la même chez les différents individus de *N. reflexus;* chez quelques individus, elle varie aussi dans leurs différentes cellules. Cette variabilité est mise en évidence par la variation de la taille des satellites métaphasiques dans les différents individus et dans les différentes cellules d'un même individu.

Il semble que, chez *N. reflexus,* la position du point de plus grande activité n'est pas un caractère raciale, contrairement à ce qui arrive chez *Zea mays,* puisque:

a) Ayant étudié un nombre restreint d'individus, au point de vue de la taille des satellites, nous avons trouvé un nombre très élevé de conformations différentes;

b) La variation peut avoir lieu dans les différentes cellules d'un même individu.

7. — Il semble que, chez *N. bulbocodium* L. var. *genuinus* des environs de Coimbra, la position du point de plus grande activité de la région nucléologénique est plus fixe que chez *N. reflexus,* puisque nous n'avons rencontré, parmi tous les individus étudiés, qu'une seule cellule dans laquelle ce point n'était pas localisé à l'extrémité distale de la région nucléologénique.

8. — Les chromosomes qui élaborent les nucléoles peuvent n'être pas les mêmes chez tous les individus de la même espèce. Ainsi, chez *N. bulbocodium* de Bobadela, le nucléole est élaboré par la paire chromosomique Pp', tandis que chez *N. bulbocodium* var. *genuinus* des environs de Coimbra les nucléoles sont engendrés par les chromosomes longs Lp.

Il peut alors y avoir, chez une même espèce, des individus (soit races) pourvus de satellites et d'autres (soit races) qui en sont privés.

9. — Les constrictions acinétiques des chromosomes longs de *N. reflexus* et *N. bulbocodium* n'entrent pas en

relation avec le nucléole. Nos observations avec celles de HEITZ (1931 a, b) montrent donc que, comme chez *Drosophila melanogaster* [HEITZ, 1933 b, 1935; KAUFFMAN, 1934 (cité d'après HEITZ, 1935)], il y a, chez les plantes, deux types de constrictions acinétiques: 1) celles qui résultent de l'existence de régions nucléologéniques non localisées à l'extrémité des chromosomes (espèces du genre *Vicia*, *Drosophyllum lusitanicum*, etc.); 2) celles qui ne sont pas produites par la croissance du nucléole et dont nous ignorons la nature (*Narcissus* et beaucoup d'autres plantes).

Les constrictions acinétiques des chromosomes longs de notre matériel sont étirées très souvent en formant des filaments. Malgré cela, elles ne développent pas de nucléoles, ce qui montre encore que le filament des chromosomes satellitifères n'est pas essentiel pour la déposition de la matière nucléolaire.

10.— Dans les cas où l'on a observé le filament du chromosome Pp' de *N. reflexus* dans les premiers stades de la prophase, il se présentait, dans les préparations obtenues avec la technique du carmin-acétique, coloré comme le satellite et l'extrémité hétérochromatique du chromosome. Nous avons donc été portés à croire que, tout au moins dans les cas des mérosatellites, le filament est constitué par la substance de la région nucléologénique. Dans les cas où le point de plus grande activité est localisé à l'extrémité proximale de la région nucléologénique (holosatellites), le filament pourra être formé par une autre substance.

11. — Les chromosomes nucléolaires pourront rester attachés au nucléole jusqu'à la complète dissolution de ce corps; ils peuvent, au contraire, se détacher plus tôt, à divers moments de la prophase. Les chromosomes longs se détachent, en général, plus tôt que les chromosomes courts.

Le moment où se produit le détachement des satellites dépend, à notre avis, des facteurs suivants:

1) Position occupée par le satellite et le filament respectif au commencement de la prophase;

2) Traction exercée par le raccourcissement des chro-

mosomes satellitifères et par d'autres mouvements qu'ils exécutent pendant la prophase;

3) Dissolution du nucléole.

Le facteur 3 est, sans doute, le plus important.

12.— Nous basant sur nos propres observations, nous avons retracé le comportement de tous les types de satellites pendant la mitose.

## BIBLIOGRAPHIE


BARANOV, P., 1926. Cytologische und embryologische Untersuchungen an *Drimiopsis maculata* Lindl. *Zeits. f. Zellforsch. u. mikr. Anat.*, **3**, 131-148.

BEADLE, G. W., 1933. Further studies of asynaptic Maize. *Cytologia*, **4**, 269-287.

BOCHER, T. W., 1932. Beiträge zur Zytologie der Gattung *Anemone*. *Bot. Tidsskr.*, **42**, 183-206.

BRUUN, H. G., 1932. Cytological studies in *Primula* with special reference to the relation between the karyology and taxonomy of the genus. *Symb. Bot. Ups.*, **1**, 1-239.

DARLINGTON, C. D., 1926. Chromosome studies in the *Scilleae*. *J. Genet.*, **16**, 237-251.

—— 1932. *Recent advances in cytology*. J. and A. Churchill. London.

DELAUNAY, L. N., 1929. Kern und Art. Typische Chromosomenformen. *Planta*, **7**, 100-112.

DERMEN, H., 1933. Origin and behavior of the nucleolus in plants. *J. Arnold Arboretum*, **14**, 282-319.

EICHHORN, A., 1931. Recherches caryologiques comparées chez les Angiospermes et les Gymnospermes. *Archiv. Bot.*, **5**, 1-100.

FERNANDES, A., 1930. Observations anatomiques et cytologiques sur *Narcissus bulbocodium* L. *C. R. Soc. Biol.*, **103**, 1267.

—— 1931. Estudos nos cromosomas das Liliáceas e Amarilidáceas. *Bol. Soc. Broteriana*, **7** (II série), 3-110.

—— 1933. L'hétéroploïdie chez le *Narcissus bulbocodium* L. *C. R. Assoc. Anat.* 28.ème Réunion à Lisbonne.

—— 1934. Nouvelles études caryologiques sur le genre *Narcissus* L. *Bol. Soc. Broteriana*, **9** (II série), 3-195.

—— 1935. Les satellites chez *Narcissus reflexus* Brot. et *N. triandrus* L.—I. Les satellites des métaphases somatiques. *Bol. Soc. Broteriana*, **10** (II série), 249-277.

FRANCINI, E., 1934. Ibridazione interspecifica nel genere *Paphiopedilum*. Cariologia di *Paphiopedilum villosum* Pfitz., *Paph. barbatum* Pfitz. e *Paph. Harrisianum (Paph. villosum* ♀ × *Paph. barbatum* ♂). *Nuovo Giornale Botanico Italiano* (nuova série), **41**, 189-237.

GEITLER, L., 1934. *Grundriss der Cytologie*. Gebrüder Borntraeger. Berlin.

CHIMPU, V., 1930. Satellites des chromosomes dans le règne végétal. *Bull. d'Hist. appl.*, **7**, 149-155.

HAASE-BESSELL, G., 1928. Karyologische Untersuchungen an *Anthurium Andraeanum, A. Scherzerianum* und *A. magnificum*. *Planta*, **6**, 767-789.

HEITZ, E., 1928. Das Heterochromatin der Moose. I. *Jahrb. f. Wiss. Bot.*, **69**, 762-818.

—— 1929. Heterochromatin, Chromocentren, Chromomeren. *Ber. Deuts. Bot. Ges.*, **47**, 274-284.

—— 1931 a. Die Ursache der gesetzmässigen Zahl, Lage, Form und Grösse pflanzlicher Nukleolen. *Planta*, **12**, 775-844.

—— 1931 b. Nukleolen und Chromosomen in der Gattung *Vicia*. *Planta*, **15**, 495-505.

— 1933 a. Über totale und partielle somatische Heteropyknose, sowie strukturelle Geschlechtschromosomen bei *Drosophila funebris* (Cytologische Untersuchungen an Dipteren II). *Zeits. f. Zellforsch. mikr. Anat.*, **19**, 720-742.

—— 1933 b. Die somatische Heteropyknose bei *Drosophila melanogaster* und ihre genetische Bedeutung (Cytologische Untersuchungen an Dipteren III). *Zeits. f. Zellforsch. mikr. Anat.*, **20**, 237-287.

—— 1934. Über α-und β-Heterochromatin sowie Konstanz und Bau der chromomeren bei *Drosophila*. *Biol. Zbl.*, **54**, 588-609.

—— 1935. Chromosomenstruktur und Gene. *Z. I. A. V.*, **70**, 402-447.

HOLLINGSHEAD, L., 1930. Cytological investigations of hybrids and hybrid derivatives of *Crepis capillaris* and *Crepis tectorum*. *Univ. Calif. Publ. Agric. Sci.*, **6**, 55-94.

KACHIDZE, N., 1929. Karyologische Studien über die Familie *Dipsacaceae*. *Planta*, **7**, 842-502.

KUHN, E., 1928. Zur Zytologie von *Thalictrum*. *Jahrb. Wiss. Bot.*, **68**, 382-430.

LA COUR, L., 1931. Improvements in everyday technique in plant cytology. *J. Roy. Micr. Soc.*, **51**, 119-126.

LANGLET, O., 1927. Beiträge zur Zytologie der Rannunculazeen. *Sv. Bot. Tidskr.*, **21**, 1-17.

LARTER, L. N. H, 1932. Chromosome variation and behaviour in *Ranunculus*, L. *J. Genet.*, **26**, 255.

LEVAN, A., 1935. Cytological studies in *Allium*, VI. The chromosome morphology of some diploid species of *Allium*. *Hereditas*, **20**, 289-330.

—— 1936. Zytologische Studien an *Allium schoenoprasum*. *Hereditas*, **22**, 1-128.

LORBEER, G., 1934. Die Zytologie der Lebermoose mit besonderer Berücksichtigung allgemeiner Chromosomenfragen. *Jahrb. Wiss. Bot.*, **80**, 567-818.

McCLINTOCK, B., 1929. A method for making aceto-carmin smears permanent. *Stain. Tech.*, **4**, 53-56.

—— 1934. The relation of a particular chromosomal element to the development of the nucleoli in *Zea Mays*. *Zeits. f. Zellforsch. u. mikr. Anat.*, **21**, 294-328.

NAVACHINE, M., 1925. Morphologische Kernstudien der *Crepis*-Arten in bezug auf die Artbildung. *Zeits. f. Zellforsch. u. mikr. Anat.*, **2**, 98-111.

—— 1929. Studies on polyploidy. I. Cytological investigations on triploidy in *Crepis*. *Univ. Cal. Publ. Agric. Sci.*, **2**, 377-400.

NAVACHINE, S., 1927. Zellkerndimorphismus bei *Galtonia candicans* Des. und einigen verwandten Monokotylen. *Ber. Deuts. Bot. Ges.*, **45**, 415-428.

NEWTON, W. C. F., 1924. Studies on somatic chromosomes. I. Pairing and segmentation in *Galtonia*. *Ann. Bot.*, **38**, 197-206.

RESENDE, F., 1936. Die Sat-Chromosomen bei den *Aloinae*. *Ber. Deuts. Bot. Ges.*, **54**, 124-126.

RICHARDSON, M. MARGARET, 1935a. Meiosis in *Crepis*. I. Pachytene association and chiasma behaviour in *Crepis capillaris* (L.) Wallr. and *C. tectorum* L. *J. Genet.*, **31**, 101-117.

—— 1935b. Meiosis in *Crepis*. II. Failure of pairing in *Crepis capillaris* (L.) Wallr. *J. Genet.*, **31**, 119-143.

SAX, K., 1932. The cytological mechanism of crossing over. *J. Arnold Arboretum*, **13**, 180-212.

SENJANINOVA, M., 1926. Das Verhalten des Nukleolus und der Trabanten während der somatischen Mitosen und den Reifteilung bei *Ranunculus acer* L. *Zeits. f. Zellforsch. u. mikr. Anat.*, **3**, 417-427.

SHARP, L. M., 1934. *An introduction to cytology*. McGraw-Hill Book Company, Inc. New York and London.

SMITH, T. H., 1933. The relation of the satellites to the nucleolus in *Galtonia candicans*. *Amer. J. Bot.*, **20**, 188-195.

SOROKINE, H., 1929. Idiograms, nucleoli and satellites of certain *Ranunculaceae*. *Amer. J. Bot.*, **16**, 407-420.

SPRUMONT, G., 1928. Chromosomes et satellites dans quelques espèces d'*Ornithogalum*. *La Cellule*, **38**, 271-292.

WESTERGÅRD, M., 1936. On the satellites in the eversporting *Matthiola* races. *C. R. Trav. Lab. Carlsb.*, **21**, 195-203.

# EXPLICATION
# DES PLANCHES

# PLANCHE I

Photo. 1.—*Narcissus reflexus* Brot. Nucléole d'un noyau interphasique auquel est attachée l'extrémité hétérochromatique d'un chromosome (probablement le chromosome Pp'), clivée longitudinalement. Confronter avec la fig. text. 3*b*. Carnoy-carmin-acétique. ×1300.

Photo. 2.—*Narcissus reflexus* Brot. Partie d'un noyau au début de la prophase; on voit, accolée au nucléole, l'extrémité hétérochromatique d'un chromosome. Confronter avec la fig. text. 4*b*. Carnoy-carmin-acétique. ×1050.

Photo. 3.—*Narcissus reflexus* Brot. Stade peu avancé de la prophase. La flèche indique le filament et le satellite du chromosome Pp' séjournant à la surface du gros nucléole. On voit aussi, à la surface du petit nucléole, le satellite du chromosome $Lp'_3$. Confronter avec la fig. text. 11. Carnoy-carmin-acétique. ×840.

Photo. 4.—*Narcissus reflexus* Brot. Stade moyen de la prophase. On voit le satellite et le filament séjournant à la surface du nucléole; le filament est relié à l'extrémité hétérochromatique du chromosome qui est attachée au bord du nucléole. Carnoy-carmin-acétique. ×1300.

Photo. 5.—*Narcissus reflexus* Brot. Prophase dans un noyau à deux nucléoles. Explication dans le texte. Confronter avec la fig. text. 12. Carnoy-carmin-acétique. ×1100.

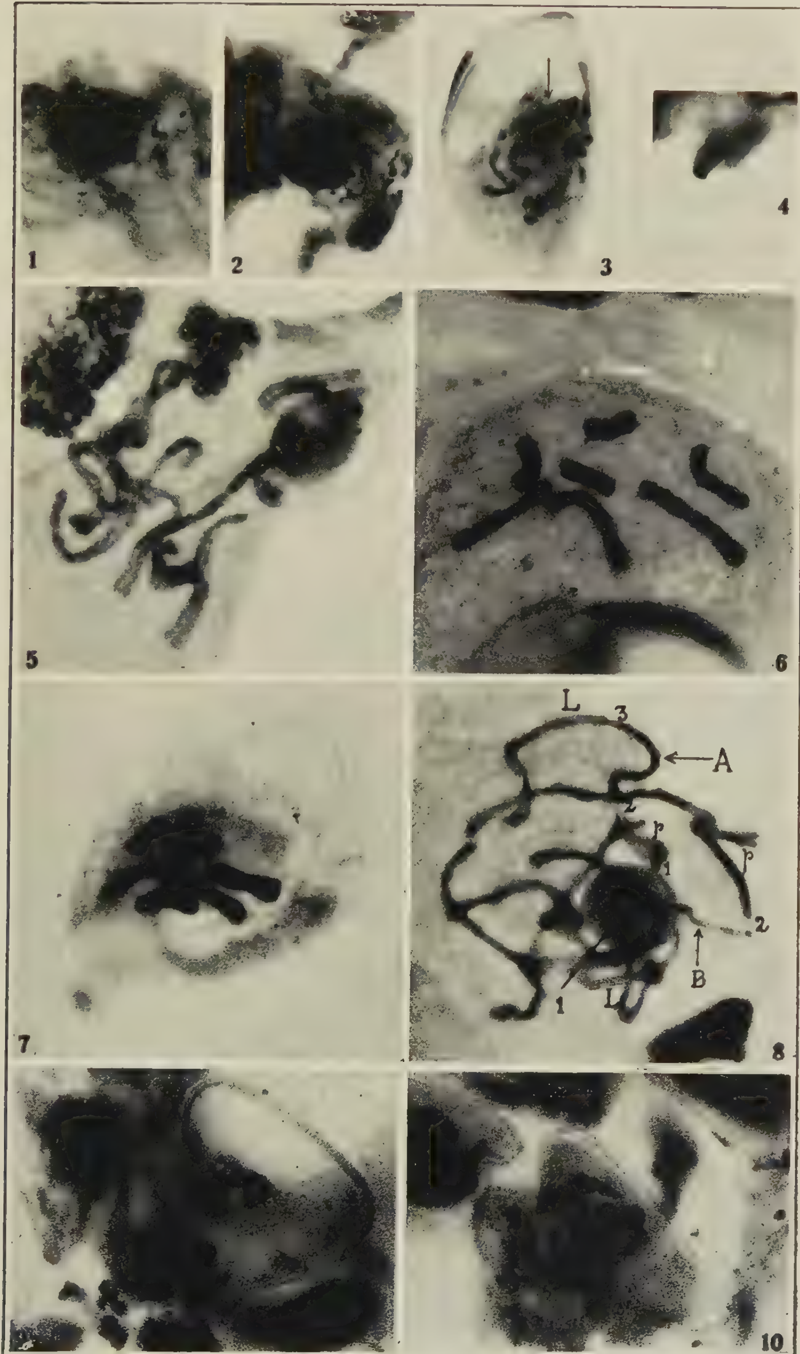
Photo. 6.—*Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Plaque équatoriale dans un grain de pollen. Remarquer l'absence de satellites et les constrictions acinétiques des chromosomes longs. Confronter avec la fig. text. 17*c*. Carnoy-carmin-acétique. ×1200.

Photo. 7.—La même explication que pour la figure précédente. ×1300.

Photo. 8.—*Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Prophase montrant les sept chromosomes de la garniture haploïde. On voit, indiquées par les flèches, deux chromosomes longs Lp (A et B) attachés au nucléole. Les régions constitutives de ces chromosomes sont les suivantes: Chromosome A: 1) région nucléologénique attachée au bord du nucléole; p) branche courte p; 2) constriction cinétique; L) branche longue L; 3) constriction acinétique de la branche L. Chromosome B: 1) région nucléologénique située à l'extrémité de la branche L; L) branche distale L; 2) constriction cinétique; p) branche courte p. Carnoy-carmin-acétique. ×1200.

Photo. 9.—*Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Télophase dans un grain de pollen pourvu d'un seul chromosome nucléolaire; on voit un seul nucléole dans chacun des deux noyaux-fils. Confronter avec la fig. text. 22*a*. Carnoy-carmin-acétique. ×820.

Photo. 10.—*Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Noyau télophasique dans un grain de pollen pourvu de deux chromosomes nucléolaires. On voit deux nucléoles situés à différents niveaux: le supérieur a été élaboré par le chromosome A; l'inférieur, par le chromosome B. Confronter avec la fig. text. 22*b*. Carnoy-carmin-acétique. ×940.


1
2
3
4
5
6
7
L
3
A
2
p
p
1
2
B
1
L
8
9
10

# PLANCHE II

Toutes les figures de cette planche appartienent à *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus* des environs de Coimbra et ont été fournies par des préparations obtenues avec la technique du Carnoy-carmin-acétique.

Photo. 11. — Prophase montrant les deux chromosomes nucléolaires attachés au nucléole par les régions nucléologéniques; ces régions sont très intensément colorées. Confronter avec la fig. text. 19 a. × 1200.

Photo. 12. — Stade de la prophase plus avancé que celui de la figure antérieure; on voit aussi les deux chromosomes nucléolaires attachés au nucléole. × 1250.

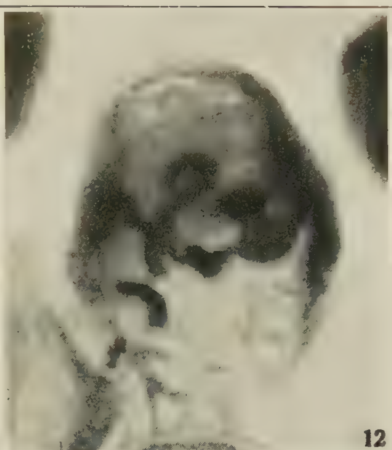
Photo. 13. — Stade de la prophase un peu plus avancé; les deux chromosomes nucléolaires sont encore attachés au nucléole. Confronter avec la fig. text. 19 c. × 1200.

Photo. 14. — Prophase dans un noyau à deux nucléoles. Un chromosome long est attaché à chacun des nucléoles par la région nucléologénique hétérochromatique. Confronter avec la fig. text. 20. × 1200.

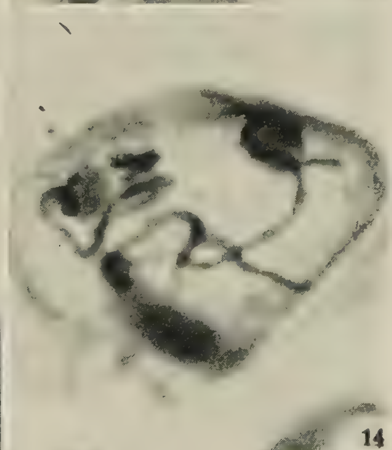
Photo. 15. — Prophase dans un noyau pourvu d'un seul chromosome nucléolaire. On voit très bien le chromosome A attaché au nucléole. × 1200.

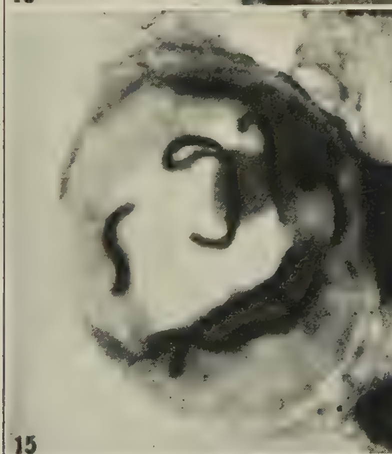
Photo. 16. — Prophase exceptionelle montrant les sept chromosomes de la garniture haploïde normale et un gros nucléole. Le chromosome B est attaché au nucléole par la région nucléologénique située à l'extremité de la branche L. La branche p du chromosome A se trouve dans la voisinage du bord du nucléole, mais elle est dépourvue de sa région nucléologénique; celle-ci se trouve à la surface du nucléole, séparée du corps chromosomique, comme un véritable satellite. Confronter avec la fig. text. 24. × 1200.

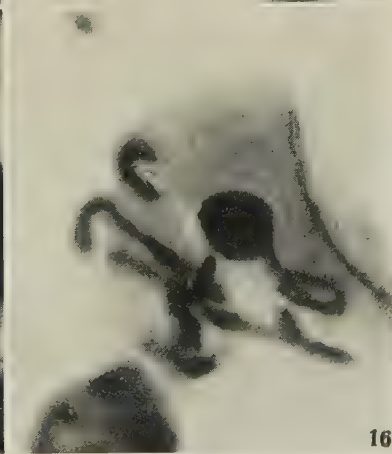

11


12


13


14


15


16

# ACTION DU PROGYNON SUR LA GERMINATION ET L'ALLONGEMENT DES RACINES

*par*

**S. DA COSTA PRIMO**
*(Institut Botanique de la Faculté des Sciences de Lisbonne)*

L'ÉTUDE de l'influence des hormones animaux sur la germination et la croissance des plantes a été entreprise par différents auteurs, tels que REBELO (1), HYKES (2), JANOT (3), SCHOELLER et GOEBEL (4), HARDER, RICHARD et STÖRMES (5), VIRTAMEN, HAUSEN et SAASTAMOINEN (6), HANS (7), LEMMERMANN et BEHRENS (8), SCHARRE et SCHROPP (9), SEROM et CRUTO (10), DI PASCAL (11), FLORENTIN et

---

(1) REBELO, S., Action des glandes à sécrétion interne et de leurs extraits sur le développement des plantes. *C. R. Soc. Biol.*, XC, 1095, 1924.

(2) HYKES, De l'influence de quelques hormones sur la feuillaison et le développement des végétaux, *C. R. Soc. Biol.*, XCIII, 1933.

(3) JANOT, Action des hormones crystallisées sur le développement des végétaux, *Rev. Scient.*, mai 1934.

(4) SCHOELLER et GOEBEL, Die Wirkung des Follikelshormons auf Pflanze, *Biochem. Zeitschr.*, 1931, 1932, 1934.

(5) HARDER, RICHARD und STÖRMER, Weitere Untersuchungen über den Einfluss des Follikelhormons auf die Planzen, *Jb. Bot.* LCCCI, 383, 1935.

(6) VIRTAMEN, HAUSEN et SAASTAMOINEN, Die Einwirkung des Follikelhormons auf das Blüten der Pflanzen, *Biochem. Zeitschr.*, CCLXXII, 32, 1934.

(7) HANS, Resorption und Ausscheidung des Folliculins im menschliden organisms, *Biochem. Zeitschr.*, CCCXXI, 370, 1934.

(8) LEMMERMANN und BEHRENS, Über den Einfluss von Wuchstoffen (Hormonen) auf den Pflanzenwuchs, *Z. Pflanzenernahrung*, I, B 13, 9, 1934.

(9) SCHARRER und SCHROPP, Wasser Kulturversuche und Progynon, *Z. Pflanzenernahrung*, I, B 13, 1934.

(10) SEROM e CRUTO, Sull'azione degli ormoni pre-ipofisari sulle piante, *Rass. Clin.*, XXXIII-I, 1934.

(11) DI PASCAL, Action de l'extrait alcalin du lobe antérieur de l'hypophyse sur la croissance des plantes et leur germination, *C. R. Soc. Biol.*, CXIX, 1127, 1935.

EHRENFELD (1), CHOUARD (2), COTTE, MANCEAU et MEYER (3), etc.

Il est à remarquer que, de tous ces nombreux travaux sur ce sujet, les différents auteurs, en essayant de déterminer l'action des différentes hormones sur la germination et sur la floraison des plantes, ont parfois trouvé des résultats et des conclusions pas tout à fait concordantes, en ce qui concerne aux différentes hormones et à l'action de la même hormone sur les végétaux.

Schoeller et Goebel ont trouvé que l'addition de Progynon au liquide de culture de bulbes de *Hyacinthus* produit une accélération dans le développement des fleurs en le comparant avec des bulbes témoins, ce qu'a été répété par Virtamen et Saastamoinen avec un résultat négatif, la même quantité de substance en étant employée. De nouvelles expériences de Schoeller et Goebel avec différentes éspèces végétales ont confirmé les premières conclusions et ils ont vérifié, avec le tomate, une floraison précoce et de plus grands et nombreux fruits. En variant la concentration en folliculine, ces auteurs ont obtenu de différents résultats, quelques fois la floraison se produisant en même temps que celle des témoins, et, avec des doses extremement fortes, ne se produisant pas l'accélération du développement. En quelques cas négatifs, avec des bulbes de *Hyacinthus* et en employant de l'hormone folliculaire crystallisée, les conditions d'absorption de cette substance ont été facilitées par l'addition de l'hydrate de sodium, avec les meilleurs résultats.

Harder, Richard et Störmer ne considèrent pas l'hormone folliculaire comme une *hormone spécifique de floraison;* ils ne voient pas une action décisive sur le tomate et trouvent des résultats négatifs dans leurs expériences avec des plantes herbacées, arbustives, soit de jardin, soit de culture. Par exception, le maïs a donné des plantes plus

---

(1) FLORENTIN et EHRENFELD, Action de la thyroxine sur la croissance des racines d'*Allium Cepa*, C. R. Soc. Biol., XCVIII, 1935.

(2) CHOUARD, Sur l'action de la folliculine et de la thyroxine sur les Reines Marguerites, *La Gynecol.*, avril 1935.

(3) COTTE, MANCEAU et MEYER, Recherches sur l'action de quelques hormones sur les plantes, *La Gynecol.*, octobre 1935.

grandes et précoces quand il est seulement cultivé dans un milieu liquide et pas sur la terre.

Chouard, en étudiant l'action des différentes hormones sur la croissance des végétaux note une accélaration et un surcroit de 80 °/o sur la floraison des Reines-Marguerites, l'action de la thyroxine en produisant un allongement des rameaux d'environ 25 °/o. Di Pascal a étudié l'action de l'extrait du lobe antérieur de l'hypophyse sur la germination, en la comparant avec celle des graines qui ont reçu l'action de la même substance bouillie à 100° C pendant 30 minutes. Il observe une action favorable sur la croissance des tiges et des racines de *Phaseolus vulgaris, Zea Mays, Vicia Faba, Lupinus albus* et *Hyacinthus*, et un effet tout à fait nul dans *Pisum sativum, Lens esculenta, Salvinia natans*, etc. L'effet est plus décisif pendant les premiers jours avec des solutions faibles ou moyennes, les solutions fortes en produisant des effets nuisibles. L'action est plus lent sur la germination que lorsque lee graines sont uniquement soumises à l'action de l'eau; en tout cas elle est bien plus rapide que dans les graines soumises à l'influence de l'extrait hypophysaire bouilli.

Les expériences de Florentin et Ehrenfeld sur des cultures d'*Allium* et avec des solutions de thyrosine à 1/100000, ont montré un arrêt inicial suivi par une action stimulante, manifestée deux semaines après. Ces auteurs ont trouvé une augmentation au numero des mitoses dans les racines thyroxinées et ont conclu que la croissance des racines en milieu avec de la thyroxine paraît être influencée au sens longitudinal, ce qu'est comprové par l'augmentation en longueur des cellules.

De notre coté, en employant des graines de *Brassica, Triticum, Zea* et des bulbes d'*Allium*, nous avons éssayé de chercher l'influence sur la germination et la croissance des racines et sur l'activité des divisions cellulaires, du Progynon Schering (1) et de l'insuline, celle-ci sur l'allongement des racines d'*Allium Cepa*.

---

(1) Nous exprimons ici notre reconnaissance à la maison Schering qui a mis à notre disposition son magnifique produit Progynon, solution aqueuse.

*Expériences avec Brassica, Triticum et Zea* — Nous avons employé deux lots de graines de *Brassica, Triticum* et *Zea* qui ont été mis à germer sur du coton humide dans des caisses de Petri et sur du coton avec de la solution du Progynon dans la proportion de 200 U. par 10 ccs. de l'eau bidestillée. Au tableau suivant nous résumons les résultats des germinations pendant les trois premiers jours:

| | EAU | | | PROGYNON | | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | 1er jour | 2me jour | 3me jour | 1er jour | 2me jour | 3me jour |
| *Brassica* ..... | 1 | 13 | 13 | 3 | 14 | 14 |
| *Triticum* ..... | 0 | 1 | 3 | 0 | 1 | 3 |
| *Zea* .......... | 0 | 5 | 10 | 0 | 5 | 10 |

On y voit qu'après vingt-quatre heures, à l'exception de *Brassica* qui présentait au lot progyné trois plantules, le progrès de la germination a été le même aux deux lots. Le développement des plantes présente des différences. On note que les plantules de *Brassica* progynées sont plus petites que les témoins; elles se montrent avec les cotyledones encore peu visibles, un peu chlorotiques, seulement la racine étant un peu plus allongée. Les plantules de *Triticum* se présentent aussi plus petites que les témoins; par contraire celles de *Zea* se montrent plus développées que celles des témoins et avec des racines extrêmement allongées.

*Observations cytologiques* — Les vertices végétatifs des racines de *Zea* progynées et non progynées ont été fixés par le liquide de Nawaschine et les coupes colorés par l'hématoxyline au fer-éosine. Les cellules du péribleme et du plérome ne montrent pas une sensible différence en grandeur, parfois se montrant plus petites celles du matériel progyné; dans les vaisseaux en différenciation on note un allongement plus rapide, compensé par une active prolifération des cellules environantes. Finalement le nombre

des mitoses excède sensiblement celui du matériel non progyné, quelques fois en étant le double. Nous avons compté les mitoses de vingt coupes du matériel des deux types et nous avons trouvé les résultats suivants:

Matériel non progyné: 57, 53, 56, 54, 50, 50, 46, 50, 42, 30, 40, 31, 40, 36, 48, 37, 24, 41, 20, 15. Moyenne, 41.

Matériel progyné: 80, 104, 105, 107, 90, 110, 101, 82, 114, 83, 102, 106, 81, 102, 85, 70, 83, 89, 100, 71. Moyenne, 93.

*Expériences avec Allium Cepa* — Nous avons mis des bulbes d'*Allium Cepa* en des flacons de culture contenant du liquide de Pfeffer à 1/10 en les conservant à une température de 15° C; vingt-quatre heures après les racines commencent à pousser. Quarante-huit heures après nous avons additionné à quelques flacons 50 U. Progynon et 0,5 cc à quelques autres. Le quatrième jour, toutes les racines se présentent plus allongées que celles des témoins; le 11.me jour les racines des plantes progynées s'allongent jusqu'au fond des flacons, un peu moins les racines immerses au liquide avec de l'insuline, seulement un individu témoin se comportant comme les progynés.

*Observations cytologiques* — Nous avons également procédé à l'étude cytologique des vertices végétatifs des racines, en différentes conditions par la méthode de Heitz et par la fixation par le formol-alcoolique et coloration des coupes par l'hématoxyline au fer-éosine. Nous avons vérifié, en étudiant à la même occasion par la méthode du carmin-acétique les vertices végétatifs des racines progynées et non progynées d'*Allium Cepa*, le numéro extraordinaire de mitoses dans le premier matériel, les témoins ne les présentant pas en ce moment. L'observation des coupes du matériel fixé quarante-huit heures après l'addition de Progynon et de l'insuline confirme les observations antérieures, les dimensions des cellules se conservant sensiblement les mêmes. L'énumeration des mitoses en plusieurs coupes a donné les résultats suivants:

Solution de Pfeffer: 33, 43, 37, 48, 42, 32, 48, 38, 38, 36. Moyenne, 39.

Solution de Pfeffer et Progynon: 95, 105, 92, 70, 54, 70, 46, 97, 72, 90. Moyenne, 78.

Solution de Pfeffer et insuline: 66, 69, 74, 61, 68, 71, 54, 56, 36, 46. Moyenne, 60.

*Conclusions* — Nous croyons que le Progynon n'a pas d'influence sur la germination; les plantules qui ont souffert son influence sont plus petites et chlorotiques — cette action n'étant pas définitive puisqu'elles se retablissent rapidement en taille et en aspect après le traitement par l'eau — le systhème radiculaire est plus développé, ainsi que par l'action de l'insuline, l'allongement étant plutôt conséquence de l'activité des mitoses que de l'allongement en longueur des cellules.

# NOTAS SÔBRE A FLORA PORTUGUESA

*por*

ARTUR TABORDA DE MORAIS

QUANDO em Janeiro do ano passado soube que o Sr. Prof. António Xavier Pereira Coutinho preparava um «Suplemento da Flora de Portugal» quís mandar-lhe a maior parte da matéria destas notas para que êle aproveitasse o que entendesse na actualização da sua «Flora de Portugal» e assim lho comuniquei. Afazeres instantes porém não me deixaram na ocasião coleccioná-las, o que só agora, depois de impresso o referido trabalho, me é possível fazer; desta forma me resolvo eu a redigi-las e publicá-las por me parecer que alguma utilidade terão. São elas que constituem a matéria dêste artigo e tôdas, àparte duas ou três que levam a devida referência, o resultado das minhas herborizações e estudos, existindo das plantas mencionadas exemplares no meu herbário particular ou no da Universidade do Coimbra, por onde é possível tirar dúvidas ou desfazer erros que porventura surjam.

E como a «Flora de Portugal» do Sr. Prof. Pereira Coutinho com o «Suplemento» agora publicado (Bol. Soc. Brot., vol. X, 2.ª série, 1935, pág. 43-194) fica constituindo a obra de conjunto mais actualizada sôbre a flora portuguesa, às duas publicações me reporto para a apresentação destas notas, e sobretudo à distribuição no país ali indicada para cada espécie, quando aqui menciono novas localidades, ou faço o alargamento da área conhecida.

* * *

1. *Ruppia rostellata* Koch.
Vive também na Ria de Aveiro junto à Vista Alegre.

2. *Paspalum vaginatum* Sw.
Encontra-se na Ria de Aveiro.

3. *Paspalum distichum* L.
Vai até à Ria de Aveiro.

4. *Potamogeton* L. — Tendo feito um estudo aprofundado das espécies dêste género que crescem entre nós, resultou dêle o reconhecimento de várias espécies novas para a nossa flora; e como a publicação dêsse trabalho embora já redigido se encontra retardada, apresentamos aqui as chaves dicotómicas com que êle termina, tanto mais que se duplicou o número das formas conhecidas na nossa flora e que interessa conhecer.

Seguem as chaves para a determinacão das espécies e variedades conhecidas no país.

1 { Fôlhas estreitas, até 2,5 mm. . . . . . . . . 2
Fôlhas mais largas . . . . . . . . . . . 4

2 { Fôlhas com baínha e lígula ♃. *Março-Out.. Águas dcces ou salobras, estagnadas ou correntes: Beira, Estrem., Alent. lit.. Abundante sobretudo nas hidrofitias das águas solobras da costa.*
. . . . . . . . . . . . **P. pectinatus** L.
Fôlhas mucronadas . . var. α *ungulatus* Hagstr.
Fôlhas insensivelmente atenuadas.
. . . . . . . . . var. β. *diffusus* Hagstr.
Fôlhas sem baínha . . . . . . . . . . . 3

3 { Aquénios com um tubérculo dorsal na base e ventralmente com carena ondulado-crenada; espiga laxa, com 2-4 carpelos; frutos até 2 mm. de comprimento; fôlhas 3-nérveas com a nervura principal recticu-

3 lada, larga ♃. *Maio. Valas: arredores de Coimbra. Raro* . . . . . . . . . . . . **P. trichoides** Cham. et Schlecht. var. *tuberculosus* Reichb.
Aquénios sem tubérculos nem carena ondulado-crenada; espiga mais densa com até 12 carpelos; frutos mais pequenos; fôlhas 3-nérveas com as nervuras semelhantes. ♃. *Jun.-Out.. Águas doces, límpidas ou corruptas, de valas, ribeiros, tanques: Minho, Beira, Estrem., Alentejo lit.. Abundante, sobretudo nas valas* . . . . . . . . . **P. pusillus** L.

4 Com fôlhas flutuantes de coriáceas a translúcidas, pecioladas . . . . . . . . . . . . . 5
Sem fôlhas flutuantes . . . . . . . . . . . 10

5 Cortex caulinar sem fibras; células da endoderme em O; cilindro central com dois feixes na área central, um bicolateral, o outro simples; fôlhas flutuantes de limbo sempre (excepto na f. *ovalifolius*) uniformemente atenuado no pecíolo que é comprido; fôlhas submersas areoladas ao longo das nervuras; caule simples ou subsimples. ♃. *Jun.-Out.. Lagoas, valas, pântanos, ribeiros: quási todo o país. Freqüente.* . . . . . . . . . . . . **P. fluitans** Roth.
Fôlhas flutuantes grandes, largamente elípticas, de 5 × 12,5 cm. e pecíolos subiguais; fruto grande, até 4 mm. *Valas dos arredores de Coimbra* . . . . var. *β. robustus* Mor. (1)
Fôlhas flutuantes sempre atenuadas em pecíolo curto até 5 cm.; caule ramificado superiormente. ♃. *Jul.-*

(1) *P. fluitans* var. *robustus* Mor., n. v.

*Fructus magni ca. 4 mm. ecarenati; folia natantia eliptica magna ca. 5×12,5 cm. petiolis robustis subaequalis ab 7 ad 10 (15) cm.; folia submersa magna ad 24 cm. lanceolata acuminata. Planta robusta.*

Variedade próxima da *P. fluitans* var. *stagnatilis* Koch. Mas o facto de não apresentar fôlhas coriáceas submersas, tôdas as dêste tipo possuindo estomas na página superior, e o tamanho excepcional do fruto daquela a distinguem.

5 *-Agosto. Arredores de Aveiro: Pàteira de Fermentelos. Não raro* . . **P. gramineus** L.×**lucens** L.
Fôlhas geralmente não atenuadas dos dois lados do pecíolo; caule simples ou ramificado; sem a simultaneidade dos restantes caracteres das duas espécies antecedentes . . . . . . . . . . . . 6

6 Fôlhas flutuantes subtranslúcidas com os pedúnculos dilatados superiormente; cortex caulinar com fibras subepidérmicas e, poucas vezes, raras no círculo ligular; células da endoderme em O, às vezes juntamente com células em U. ♃. *Jun.-Setembro. Rios e ribeiros: Estrem., Alent.* . . **P. coloratus** Vahl.
Fôlhas flutuantes grandes, arredondadas.
. . . . . var. β *rotundifolius* Asch. et Graeb.
Pedúnculos das fôlhas flutuantes com diâmetro uniforme . . . . . . . . . . . . . . 7

7 Fôlhas submersas sésseis, atenuadas em curto pecíolo, lanceoladas, de 60×4 mm.. ♃. *Jul.-Agosto. Arred. de Aveiro: Pàteira de Fermentelos. Abundante.* . . **P. gramineus** L. var. *heterophyllus* Fries.
Fôlhas submersas maiores, lanceoladas ou lineares, mais longamente pecioladas . . . . . . . 8

8 Cortex caulinar com 4-5 círculos de feixes vasculares; células da endoderme em U; fôlhas flutuantes tôdas com duas pregas na base do limbo, as submersas lineares, estreitas; aquénios grandes de 4-5 mm.. ♃. *Maio-Agosto. Valas, pântanos, ribeiros: quási todo o país. Freqüente* . . . . **P. natans** L.
Sem a simultaneidade dos caracteres anteriores . 9

9 Células da endoderme em O com ou sem células em U; cortex caulinar com fibras subepidérmicas e às vezes um círculo ligular; fôlhas flutuantes; as

9 submersas espatuladas, longamente atenuadas no pecíolo; aquénios pequenos de 2-3 mm.. ♃. *Abril-Jul. Valas, pântanos, ribeiros: Minho, Beira central e lit., Alent. lit.. Freqüente.*
. . . . . . . . . **P. polygonifolius** Pourr.
Células da ondoderme em U; cortex caulinar apenas com raros feixes no círculo ligular; um só feixe bicolateral na área central do cilíndro central; fôlhas flutuantes largamente lanceoladas, as submersas curtas, lanceoladas. *Cantanhede: arred. de Mira, lagoa da Barrinha.* **P. fluitans** Roth. × **lucens** L.

10 Células da endoderme caulinar em U, às vezes fazendo transição para células em O; cortex com fibras subepidérmicas; 4 feixes na área central do cilíndro central; fôlhas flutuantes de limbo atenuado, como as do *P. fluitans*, ou com duas pregas, como as do *P. natans.* ♃. *Ribeiros, marinhas (?): Alto Minho. Raro.* . . . . **P. fluitans** Roth × **natans** L.
Fôlhas tôdas opostas. ♃. *Abril-Agosto. Lagoas, paues, tanques, regatos: Centro e Sul. Pouco freqüente.*
. . . . . . . . . . . . . **P. densus** L.
Fôlhas não opostas (1). . . . . . . . . . . 11

11 Fôlhas amplexicaules, auriculadas, largas, desde 1 cm. ♃. *Jun.-Agosto. Lagoas, águas paradas ou correntes: Minho, Beira. Pouco abundante.* **P. perfoliatus** L.
Fôlhas mais estreitas, não amplexicaules, apenas subamplexicaules, ou, quando largas, não amplexicaules nem auriculadas. . . . . . . . 12

12 Lígulas em cauda de andorinha; fôlhas oblongo-lineares, sésseis, serradas, 3-5-nérveas. ♃. *Abril-Junho. Águas doces de lagoas, ribeiros, poços, tanques, paues: do Minho ao Alent. lit.* **P. crispus** L.

(1) As fôlhas superiores dos *Potamogetona* parecem opostas pelo encurtamento excessivo dos entrenós. Na verdade são alternas e em exame atento reconhece-se a sua verdadeira posição relativa.

12 Lígulas arredondadas no cimo; fôlhas inferiores e médias oblongo-ovadas ou lanceoladas, sésseis, até 40×10 mm.; as da base dos pedúnculos florais pecioladas, elípticas ou subespatuladas, não cuspidadas. ♃. *Junho-Julho. Cantanhede: arred. de Mira, lagoa da Barrinha.* . . . **P. gramineus** L. × **perfoliatus** L. var. *subgramineus* (Raunk.) Hagstr.
Sem a possível inclusão nas duas espécies anteriores . . . . . . . . . . . . . . . 13

13 Fôlhas lanceoladas, estreitas, até 60×4 mm. . . . . . . . . . . **P. gramineus** L.
Fôlhas maiores e mais largas, elípticas, oblongo-elípticas ou lanceoladas, mucronadas ou cuspidadas, quási sempre serradas e onduladas (1). ♃. *Abril-Agosto. Lagoas, ribeiros, paues: Beira, Estrem., Alent.* . . . . . . . . . . . **P. lucens** L.
Fôlhas lanceoladas, cuspidadas, as da base dos pedunculos florais pecioladas até 3 cm.; entrenós e pedúnculos muito compridos; planta ramificada desde a base com ramos compridos. var. β. *Ferreirae* Mor.

Aparecem nestas chaves como novas para a flora portuguesa as seguintes espécies ou híbridos e variedades:

*P. trichoides* Cham. et Schlecht. var. *tuberculosus* Reichb., *P. gramineus* L. var. *heterophyllus* Fries, *P. coloratus* Vahl., *P. coloratus* var. *rotundifolius* Asch. et Graebn., *P. fluitans* Roth. × *natans* L., *P. ramineus* L. × *lucens* L., *P. gramineus* L. × *perfoliatus* L., var. *subgramineus* (Raunk.) Hagstr., *P. fluitans* Roth. × *lucens* L., além das seguintes variedades por nós descritas *P. fluitans* var. *robusta* Mor., *P. lucens* var. *Ferreirae* Mor., deixando de se mencionar aqui «formas» interessantes como a *ovalifolius* do *P. fluitans*, etc.

(1) Podem ser relegadas para esta determinação certas formas do híbrido **P. gramineus** × **lucens.** Deve-se estar precavido com esta hipótese para fazer um estudo crítico demorado quando se suspeitar do caso.

Algumas destas plantas são verdadeiras raridades no mundo como o híbrido *P. fluitans* Roth. × *lucens* L. só encontrado em dois lagos um da Suécia o outro da América.

Não são mencionados como da flora portuguesa o *P. filliformis* Pers., o *P. microcarpus* Boiss. et Reut., o *P. pectinatus* L. var. *tenuifolius* Mert. et Koch. e o *P. pusillus* L. var. *tenuissimus* Mert. et Koch por razões que no trabalho indicado a seu tempo aparecerão, devendo no entanto desde já esclarecer-se que o estudo que conduziu a estas conclusões se realizou sôbre quási todo o material dos herbários portugueses (não vimos o do Pôrto) e, para a maior parte das espécies ou híbridos indicados, sôbre material vivo observado *in loco* e colhido pelo autor, de todos se tendo feito o estudo anatómico do caule, única maneira de distinguir com segurança neste género extensíssimo e polimorfo.

5. *Triglochin striata* Ruiz et Pav.

Vive na Ria de Aveiro no braço da Vista Alegre.

6. *Aphyllantes monspeliensis* L.

Foi encontrado pela segunda vez, depois de descoberto por Hoffmansegg em 1800, no seu lugar clássico de Miranda do Douro pelos Srs. Dr. Carrisso e Mendonça em 21 de Junho de 1932.

Alargue-se-lhe a época de floração desde Maio a Julho.

7. *Anacharis canadensis* (Michx.) Planch. (1849); *Elodea canadensis* Michx. (1803); *Elodea latifolia* Gaspary (1858); *Anacharis Alsinastrum* Badington (1848); *Philotria canadensis* Britton (1895).

O binome com que designo a conhecida *Elodea* é o que Frère Marie-Victorin em «L'Anacharis canadensis. Contributions du Laboratoire de Botanique de l'Université de Montréal, n.° 18, 1931» com razões aceitáveis propôs, bem como a sinonimia.




Carta da distribuïção de *Anacharis canadensis* (Michx.) Planch. em Portugal

Esta planta que há dezenas de anos vive no Laboratório do Instituto Botânico de Coimbra foi pelo Sr. Prof. Gonçalo Sampaio no seu «Manual da Flora Portuguesa» mencionada como naturalizada nas valas do Mondego. Posteriormente nem o Dr. Júlio Henriques na sua «Flora do Vale do Mondego» nem o Sr. Prof. António Xavier Pereira Coutinho na sua «Flora de Portugal» ou no «Suplemento» (1935) a ela se referem. As razões desta exclusão não as conheço.

O que é certo porém é que a planta deve ter sido mandada vir pelo Dr. Júlio Henriques para o Laboratório de Botânica daqui se havendo dispersado para ganhar primeiro as águas do Mondego, valas ou pântanos de uma e doutra margem (paúl de Arzila na margem esquerda, paúl de S. Fagundo na margem direita, por exemplo), e depois para o norte, saltando da bacia dêste rio para a do Vouga até à lagoa da Barrinha junto aos Palheiros de Mira, onde em Novembro de 1930 a encontrei a cobrir o fundo da lagoa, e, ainda mais ao norte, no Areão, extremo sul da Ria de Aveiro, em Setembro de 1921, bem como na Pàteira de Fermentelos, próximo de Aveiro, onde em Agosto de 1931 pude também verificar o seu quási completo domínio sôbre a vegetação autóctona da lagoa composta, sobretudo, de *Potamogeton lucens* L. na parte sul e *Potamogeton gramineus* L. na parte norte, menos profunda, espécies estas duas que iam cedendo ao poder invasor da primeira, que não tinha ainda nessa data atingido as águas do Vouga.

Por informações colhidas entre as pessoas que fazem vida na Pàteira a penetração ali de *Anacharis canadensis* (Michx.) Planch. ter-se-ia produzido à roda de 1926 pelo lado sul levada possìvelmente pelas águas do Cértima que corre para o norte e alimenta a Pàteira; porém cuidando de investigar a região das origens dêsse rio, à volta da Pampilhosa, a que fica mais próxima dos locais onde a planta existia anteriormente, não a encontrei lá.

Na falta de sementes que não produz em regra na Europa, a planta propaga-se por fragmentos vegetativos, uma verdadeira multiplicação por estaca, fragmentos que tanto podem ser levados pelas aves como pelo próprio homem no transporte

da planta dum sítio para o outro como estrume. Foi êsse aparecimento recente e a utilidade que a planta, como tôdas as outras da Pàteira, ali possue, que lhe fizeram dar o nome popular de «Estrume novo».

Por outro lado não se descobriu ainda ao sul da bacia do Mondego. Foi por mim, em particular, procurada nas valas do Pinhal do Urso e na lagoa dos Línhos em Setembro de 1931, sem que a tenha encontrado.

Assim, por estas observações, e outras não existem que saibamos, pode delimitar-se-lhe a seguinte área de distribuição em Portugal: o espaço que fica entre a costa e a linha que daí, nas alturas do Areão (Ria de Aveiro), segue até à Pàteira, desta se inflecte para o sul até Coimbra e daqui, para ocidente, englobando os paues da margem esquerda do Mondego, até ao mar.

A planta está hoje portanto perfeitamente naturalizada entre nós embora a sua invasão em Portugal se não tenha revestido daquela rapidez e exuberância com que veio do seu país de origem para a Europa e fez a sua entrada na Inglaterra.

Floresce no nosso País abundantemente nos meses de Junho e Julho apresentando, segundo a regra na Europa, só flores femininas com 3 sépalas, 3 tépalas, 3 estaminódios e 3 estigmas bífidos e rosados na extremidade de um longo tubo periantal com 10-12 cm. que é incluído inferiormente numa espata fechada e bífida.

No esbôço junto tirado do mapa de Portugal na escala de $\frac{1}{500:000}$ e ligeiramente reduzido vão indicados os locais onde a planta se encontra e aqueles onde foi procurada e não encontrada pelos anos de 1930 a 1933.

8. *Quercus lusitanica* Lam. subsp. *faginea* (Lam.).

Vive esta subespécie no Alto Trás-os-Montes, no planalto de Miranda do Douro.

9. *Quercus ilex* L. var. *ballota* (Desf.).

A distribuição desta variedade não se faz só ao sul do

Tejo mas encontra-se nos fundos vales próximo de Miranda do Douro onde a descobri e herborizei.

10. *Spergula pentandra* L. subsp. *Morisonii* (Bor.) Car. var. *granulata* P. Cout.

Alargue-se a distribuição a Trás-os-Montes: Argozelo e Miranda do Douro (Taborda de Morais, 1923!).

11. *Holosteum umbellatum* L.

Alargue-se a distribuição a Miranda do Douro.

12. *Silene conica* L.

Vive também em Miranda do Douro.

13. *Dianthus Langeanus* Willk.

Encontra-se em Miranda do Douro.

14. *Ranunculus flammula* L.

Alargue-se o seu habitat a Constantim, Miranda do Douro.

15. *Ranunculus gallecicus* Freyn (?).

Encontrei junto à ribeira de Angueira (Miranda do Douro), na estação do *Aconitum Nappelus*, um *Ranunculus* que julgo ser aquela espécie.

16. *Alyssum psilocarpum* Boiss.

Foi por mim encontrado em Miranda do Douro onde floresce de Março a Abril.

17. *Barbarea intermedia* Bor. var. *pyrenaica* (Jord.).

Foi por mim colhida no seu lugar clássico de Miranda do Douro.

18. *Cochlearia danica* L.

Foi encontrada no Cabo de S. Vicente (Dr. Carrisso e Mendonça).

19. *Isatis platiloba* Link.

Depois de Hoffmansegg em 1800 e do Sr. Prof. Gonçalo Sampaio em 1909 (veja-se Bol. Soc. Brot. vol. VII, pág. 142) que colheram a planta de passagem, foi certamente o autor destas notas o único botânico que observou esta planta através de todo o período do seu desenvolvimento.

Assim pude verificar:

É planta robusta atingindo por vezes à roda de um metro de altura com grande panícula aberta. Vive em sítios áridos nas arribas do Douro, mas não junto à margem. Por isso me parece de todo descabido o que dela escreveu Mariz (Bol. Soc. Brot., vol. III, pág. 76): «sítios húmidos das regiões inferiores e submontanhosas. Miranda do Douro: nas rochas da margem do rio». Assim narra Link a descoberta de Hoffmansegg: «Les rochers qui bordent le Douro sont intéressans pour la botanique; nous y vîmes fleurir une nouvelle espèce d'*Isatis* et au bord de la rivière la *Jonciole* ou *Aphyllante de Montpellier*» (Link, Voyage au Portugal, trad. francesa, 1808, t. 3, pág. 38). Hoffmansegg deve ter passado em Miranda no mês de Maio. Nem está certa a indicação de planta higrófila, nem a extensão do habitat que se lhe pretende dar: «regiões» pois, mesmo nos arredores de Miranda, só num local de área muito restricta me foi possível encontrá-la apesar de ter feito investigações neste sentido. Precisamente essa pequena área de dispersão, que não vai além de umas dezenas ou centenas de metros, fica colocada em frente do célebre Penedo Amarelo com uma diferença de nível para as águas do rio de 150 a 200 metros.

A época da floração indicada na Flora de Portugal do Sr. Pereira Coutinho não condiz com a observada por mim, pois na verdade floresce de Março a Maio. No ano em que a tive em observação (1924), no mês de Junho tinham as flores desaparecido totalmente.




A. Taborda de Morais fot. em Set. 1935

**O rio Douro ao norte de Miranda**

O perfil do Penedo Amarelo à direita; a estação das *Isatis platiloba* Link e *Aphyllantes monspeliensis* L. à esquerda

Colhi nêsse ano alguns litros de silículas que enviei a êste Instituto e também a forma que no «Manual da Flora Portuguesa» do Sr. Prof. Gonçalo Sampaio lhes é atribuída (fig. 331 a pág. 200) me não parece justa: são oblongas, obcordiformes, obovadas ou suborbiculares, muito mais largas do que as da *Isatis tinctoria.* A descrição de Candolle, Prodr., I, 210, convém perfeitamente a tôda a planta.

Publica-se a fotografia de alguns frutos, bem como a da região onde se encontra êste curioso endemismo que em parte alguma mais do mundo tem sido encontrado.



Silículas de *Isatis platiloba* Link
Ampliação × 2

Precisamente a estação onde colhi e estudei a planta em 1924 tem por coordenadas, aproximadamente, em metros, 313.000 N. e 239.200 E. do Castelo de S. Jorge na Carta Corográfica de $\frac{1}{100.000}$, e à roda de 650 m. de altitude, com substracto de solo granítico, no vale do Douro.

Os números indicados não foram determinados experimentalmente *in loco*, mas apenas com a aproximação que pode resultar de um simples exame da Carta Corográfica, localizando de memória. No entanto julgamo-los suficientemente aproximados, os dois primeiros a menos de uma ou duas centenas de metros, e o último com menor êrro ainda.

A fotografia mostra um contra luz pouco depois do nascer do sol com o perfil do célebre Penedo Amarelo, visto do sudoeste. À esquerda a margem portuguesa

assinalada com a latitude 719 metros no ponto correspondente, sensivelmente, ao que na Carta Corográfica vem marcado com sinal geodésico e a designação de «Sardinha». O leito do rio cava-se a 244 metros abaixo.

No fundo e à esquerda da fotografia uma seta indica a estação da *Isatis platibola* situada um pouco mais acima do plano que se vê na gravura. E por aí vive também o *Aphyllantes monspeliensis* L.

É curioso assinalar que êste Penedo Amarelo, amarelo pela presença de um líquene que o cobre e lhe dá aquela côr, sendo célebre no nosso País depois da fotografia de Biel no «Douro Ilustrado», segundo cremos, é no entanto terra espanhola aonde o não conhecem certamente porque o não podem ver de lá.

20. *Isatis tinctoria* L. var. *lusitanica* Samp.

Deve alargar-se a sua área de dispersão até ao Alto Trás-os-Montes, Argozelo (Taborda de Morais, 1923!).

21. *Sedum caespitosum* DC.

Junte-se-lhe ao habitat Miranda do Douro.

22. *Saxifraga tridactylites* L.

Encontra-se em Miranda do Douro.

23. *Potentilla erecta* (L.) Hampe var. *Herminii* Fic.

Vive em Constantim, Miranda do Douro, a 800 metros de altitude.

24. *Buxus sempervirens* L.

Foi encontrado espontâneo nas margens do Sabor junto a Izeda, Trás-os-Montes, pelos Srs. Dr. Carrisso e Mendonça.

25. *Evonymus europeus* L.

Em 1932 o Sr. Padre Miranda Lopes, de Argozedo, enviava ao Director dêste Instituto, Ex.^mo^ Sr. Dr. Luís

Carrisso uma planta com o pedido de classificação. Essa planta era o *Evonymus europeus* L. de que há no herbário dêste Instituto vários exemplares. Êsses exemplares encontravam-se fora do seu lugar, e assim se explica que tivessem passado despercebidos ao Sr. Pereira Coutinho na cuidadosa busca que aqui fez. Parece-me que de facto esta espécie deve ser incluída na flora lenhosa portuguesa assinalando-se-lhe como área de distribuïção o Alto Trás-os--Montes oriental.

26. *Ammannia coccinea* Rottb. — Campos de arroz em S. Fagundo, próximo de Coimbra, com abundância. Floresce em Agosto-Setembro.

Tendo procedido ao estudo desta planta que me foi trazida pelo conservador Francisco Sousa e depois observei *in loco* servindo-me da obra de Koehne — «Lythraceae in Das Pflanzenreich (1903)» fui levado a considerá-la como do género *Nesaea* que aí é separado do *Ammannia* por esta forma:

A Ovarii dissepimenta supra placentam interrupta s. fissa, placenta igitur cum stylo haud continua . . . . . . . . . . Trib. *Lythreae* Koehne (incluindo o género *Ammannia* L.)

B Ovarii dissepimenta omnino completa quare placenta cum stylo continua . Trib. *Nesaeeae* Koehne (incluindo o género *Nesaea* Komm.)

Como porém dentro do género *Nesaea* nenhuma das diagnoses específicas lhe convinha, foi a planta enviada ao Dr. Exell, do Herbário de Kew, que tendo tido a bondade de a examinar a classificou como *Ammannia coccinea*.

Apesar de eu ter feito primeiramente o exame dos frutos a uma bôa lupa binocular sem que encontrasse a necessária câmara proveniente da falta de septos na parte superior do ovário, mandei fazer inclusões de alguns frutos em diversos estados e depois cortes em série. Do exame dessas preparações microscópicas posso concluir que de facto os septos são contínuos, apenas se notando, por vezes, uma

pequeníssima interrupção superior *que não é mais do que a continuação do canal lisigénico deixado no estilete pela passagem dos tubos polínicos durante a polinização.*

Não possuo material de herbário que me permita estudar completamente o assunto. Por isso aqui deixo mencionada a planta com o nome que lhe foi dado em Kew e as reservas que a observação pessoal encontrou.

Em qualquer dos casos é um género novo na Flora de Portugal, senão na Europa.

27. *Scrophularia Herminii* Hoffgg. et Lk. subsp. *Bourgoeiana* (Lge.) P. Cout.

Vive no extremo nordeste do país, em Constantim.

28. *Galium erectum* Huds. subsp. *Gerardi* (Vill.) P. Cout.

Alargue-se-lhe o habitat a Trás-os-Montes, Argozelo (Taborda de Morais, 1923 !).

29. *Galium tenellum* Jord.

Encontra-se em Argozelo (Taborda de Morais, 1923!).

30. *Centaurea paniculata* L. subsp. *limbata* (Hoffgg. et Lk.).

Estenda-se o seu habitat ao Alto Trás-os-Montes, Argozelo (Taborda de Morais, 1923!)

INSTITUTO BOTÂNICO
DR. JÚLIO HENRIQUES,
AGOSTO DE 1936.

# UREDÍNEAS DE PORTUGAL

*por*

A. GONÇALVES DA CUNHA
*(Instituto Botânico da Faculdade de Ciências de Lisboa)*

O primeiro trabalho que cita uma Uredínea em Portugal é a «Flora lusitanica», publicada em 1804 por Brotero, que fala do *Gymnosporangium clavipes* Cooke et Peck, sub *Tremella mesenteriformis* Brot. Depois dêste trabalho de Brotero, numerosos outros foram publicados, quer por investigadores portugueses, quer por estrangeiros, estudando a flora das Uredíneas portuguesas. Entre os botânicos portugueses citaremos, àlém de Brotero, os profs. Dr. Júlio A. Henriques, José Veríssimo de Almeida e Manuel de Souza da Câmara; ajuntaremos a estes o nome de Camilo Torrend, que, se bem que estrangeiro, viveu longos anos em Portugal, aqui tendo estudado a nossa flora micológica. Entre os sábios estrangeiros que estudaram a micoflora portuguesa podemos citar M. J. Berkeley, P. G. Mesnier, F. von Thümen, G. von Niessl, G. Winter, A. N. Berlese, C. Roumeguère, Fr. Saccardo, G. Lagerheim, P. A. Saccardo, Fr. Noack, J. Bresadola, P. Dietel, H. e P. Sydow, G. B. Traverso, Carolina Spessa e R. González Fragoso.

Os trabalhos dêstes investigadores encontram-se disseminados por numerosas publicações portuguesas, espanholas, francesas e alemãs, e muito especialmente pelo *Boletim da Sociedade Broteriana,* a preciosa colecção que é indispensável a todo o botânico que deseje conhecer a flora portuguesa. Muitas destas publicações estão de há muito esgotadas e o investigador encontra inúmeras dificuldades no estudo das Uredíneas portuguesas. Foram estas dificuldades que nos levaram à convicção de que a publicação dum trabalho, que resumisse os estudos feitos nas nume-

rosas notas publicadas anteriormente, seria de grande utilidade. Por isso publicamos hoje êsse trabalho, abrindo assim a todos os investigadores um campo ainda hoje bastante ignorado em Portugal.

A ordem que seguimos para a apresentação das famílias e dos gêneros é a do magnífico trabalho de Romualdo González Fragoso, *Flora Iberica. Uredales*, publicado pela *Junta para ampliación de estudios e investigaciones científicas*, Madrid, 1924-1925. Para as espécies adoptámos a ordem alfabética, a-fim de facilitar a consulta. Cada espécie é precedida dum número de ordem, que nada tem de sistemático, mas que nos permitirá assinalar no índice o número da espécie de que se trata na sinonímia, àlém de facilitar as citações.

Cada um dos exemplares das espécies citadas, após a indicação do logar de colheita e do nome do colector será seguido de um ou de vários números, que são referências aos trabalhos da Bibliografia onde os exemplares respectivos foram publicados.

Alguns dos exemplares citados em trabalhos anteriores sôbre a micoflora portuguesa foram publicados com um nome que não é hoje o adoptado, segundo as regras estabelecidas pela nomenclatura. Tentámos tanto quanto possível atribuír-lhes o nome hoje adoptado, tendo sempre em atenção o direito de prioridade. Quanto aos nomes científicos dos hospedeiros, utilizámos sempre, para as espécies da flora portuguesa, a nomenclatura adoptada pelo prof. Dr. Pereira Coutinho na sua *Flora de Portugal*, acrescentando a sinonímia da publicação do exemplar e a do *Index Kewensis*. Para as espécies exóticas, adoptámos a nomenclatura do *Index Kewensis*. Tratando-se de uma obra mais para estudiosos portugueses, entendemos ser mais útil dar sempre a nomenclatura da *Flora de Portugal* para as espécies portuguesas.

# BIBLIOGRAFIA

**dos trabalhos publicados até hoje sôbre as Uredíneas portuguesas**


1 — ALMEIDA, J. V. DE, Pflanzenkrankheiten in Portugal, *Agricult. contemp.*, Lisboa, 1903.

2 — ——, Contribution à la Mycoflore du Portugal, Lisbonne, 1903.

3 — —— e SOUZA DA CAMARA, M. DE, Estudos mycologicos, *Rev. Agronom.*, I, 20, 55 e 89, Lisboa, 1903.

4 — —— e ——, Contribuição para a mycoflora de Portugal. Centuria III, *Rev. Agronom.*, I, 56, 89, 138, 175, 225, 305, 333, 359 e 392; II, 190, 216, 248 e 288, Lisboa, 1903-1904.

5 — —— et ——, Contributiones ad Mycofloram Lusitaniae. Centuria IV, *Rev. Agronom.*, II, 348 e 384; III, 142 e 254; IV, 59, 83, 137, 221 e 348; V, 19, 51 e 338, Lisboa, 1904-1907.

6 — —— et ——, Contributiones ad Mycofloram Lusitaniae. Centuriae III, IV e V, *Bol. Soc. Broteriana*, XXIV, 1, Coimbra, 1908-1909.

7 — BERKELEY, M. J., An enumeration of the fungi collected in Portugal, 1842--1850, by Dr. F. Welwitsch, with brief notes and descriptions of new species, London, 1853.

8 — BERLESE, A. N. et ROUMEGUÈRE, C., Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam, *Rev. Mycol.*, p. 161, Toulouse, 1887.

9 — BERLESE, A. N., SACCARDO, Fr. et ROUMEGUÈRE, C., Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam. II, *Rev. Mycol.*, p. 117, Toulouse, 1889.

10 — BRESADOLA, J., Fungi lusitanici collecti a cl. viro Fr. Moller, anno 1890, *Bol. Soc. Broteriana*, IX, 29, Coimbra, 1891.

11 — ——, Mycologia lusitanica. Diagnoses fungorum novorum, *Broteria*, II, 87, Lisboa, 1903.

12 — BROTERO, F. de A., Flora lusitanica, Lisboa, 1804.

13 — CAMARA PESTANA, J., Contribuição para o estudo da flora mycologica da Matta da Machada, *Rev. Agronom.*, I, 117, Lisboa, 1903.

14 — COLMEIRO, M., Enumeración y revisión de las plantas de la Península Hispano-Lusitana e Islas Baleares. Uredineas, Tomo V, 642-657, Madrid, 1899.

15 — DIETEL, P., Einiges über *Capitularia graminis* Niessl., *Mitth. Thüring Bot. Ver.*, n.º 7, 18, Weimar, 1892.

16 — GONÇALVES DA CUNHA, A., Sur une Urédinée nouvelle pour la mycoflore portugaise: *Melampsora Lini* (Pers.) Cast., *Bull. Soc. Portug. Sc. Nat.*, XI, 259, Lisbonne, 1933.

17 — GONÇALVÈS DA CUNHA, A., Notes sur la mycoflore portugaise. *Bull. Soc. Portug. Sc. Nat.*, XI, 269, Lisbonne, 1933.

18 — ——, Notes sur la mycoflore portugaise, II, *Bull. Soc. Portug. Sc. Nat.*, XII, 5, Lisbonne, 1934.

19 — ——, Notes sur la mycoflore portugaise, III, *Bull. Soc. Portug. Sc. Nat.*, XII, 00, Lisbonne, 1936.

20 — GONZÁLEZ FRAGOSO, R., Enumeración y distribución geográfica de los Uredales conocidos hasta hoy en la Península Ibérica e Islas Baleares, *Trab. Mus. Nac. C. Nat.*, série Bot., n.º 15, Madrid, 1918.

21 — ——, Contribución a la flora micológica lusitánica, *Bol. Soc. Broteriana*, 2.ª sér. II, 3, Coimbra, 1924.

22 — ——, Flora Ibérica, Uredales, *Junta p. ampl. de est. e invest. cient.*, Madrid, 1924-1925.

23 — ——, Adiciones a la micoflora lusitánica, *Ass. Españ. p. el prog. de las Cienc., Cong. de Coimbra*, VI, 5, 1925.

24 — HENRIQUES, J. A., A vegetação da Serra do Gerez, *Bol. Soc. Broteriana*, III, 155, Coimbra, 1885.

25 — LAGERHEIM, G., Révision des Ustilaginées et des Urédinées contenues l'herbier de Welwitsch, *Bol. Soc. Broteriana*, VII, 126, Coimbra, 1889.

26 — ——, Contributions à la flore mycologique de Portugal, *Bol. Soc. Broteriana*, VIII, 128, Coimbra, 1890.

27 — MESNIER, P. G., Apontamentos para a flora portugueza. Plantas cellulares (Microfungi), *Jorn. Hort. prat.*, VIII, 192 e 211, Pôrto, 1877.

28 — NIESSL, G. VON, Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam, IV, *Mem. Inst. Coimbra*, XXXI, Coimbra, 1883.

29 — NOACK, Fr., In Portugal beobachtete Pflanzenkrankheiten, *Zeitschr. f. Pflanzenkr.*, XI, 263, Stuttgart, 1901.

30 — ——, In Portugal beobachtete Pflanzenkrankheiten, *Zeitschr. f. Pflanzenkr.*, XIV, 209, Stuttgart, 1904.

31 — SACCARDO, P. A., Florula mycologica lusitanica, sistens contributionem decimam..., *Bol. Soc. Broteriana*, XI, 9, Coimbra, 1893.

32 — ——, Florae mycologicae lusitanicae contributio duodecima, *Bol. Soc. Broteriana*, XIX, 156, Coimbra, 1902.

33 — SOUZA DA CAMARA, M. DE, Contributiones ad mycofloram lusitaniae, Centuria VI, *Bol. Soc. Broteriana*, XXV, 5, Coimbra, 1910.

34 — ——, Contributiones ad mycofloram lusitaniae, Centuria VII, *Bol. Direc. Ger. Agricult.*, Lisboa, 1916.

35 — ——, Mycetes aliquot novi alique in mycoflora lusitaniae ignoti, *Rev. Agronom.*, Lisboa, 1920.

36 — ——, Contributiones ad mycofloram lusitaniae, Centuriae VIII et IX, *An. Inst. Sup. Agronom.*, III, Lisboa, 1929.

37 — ——, Mycetes aliquot novi aliique in mycoflora lusitaniae ignoti, III, *An. Inst. Sup. Agronom.*, IV, Lisboa, 1931.

38 — ——, Contributiones ad mycofloram lusitaniae, Centuria X, *Rev. Agronom.*, n.º 1, Lisboa, 1932.

39 — SYDOW, H. und P., Ein Beitrage zur Pilzflora Portugals, *Broteria*, II, 149, Lisboa, 1903.

40 — ——, Puccinia sonchina n. sp., *Rev. Agronom.*, I, 330, Lisboa, 1903.

41 — THÜMEN, F. VON, Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam, I, *Jorn. Sc. Math. Phys. Nat.*, Lisboa, 1878.

42 — ——, Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam, II, *Mem. Inst. Coimbra*, XXVII, Coimbra, 1879.

43 — ——, Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam, III, *Mem. Inst. Coimbra*, XXVIII, Coimbra, 1880.

44 — TORREND, C., Contribution à la flore cryptogamique du nord du Portugal, I, Fungi, *Bol. Soc. Geog.*, ser. 7, n.° 4, 263, Lisboa, 1887.

45 — ——, Segunda contribuição para o estudo dos Fungos da região setubalense, *Broteria*, II, 123, Lisboa, 1903.

46 — TRAVERSO, G. B. e SPESSA, C., La flora micologica del Portogallo, *Bol. Soc. Broteriana*, XXV, 26, Coimbra, 1910.

47 — TROTTER, A., Sullo stato ecidiosporico della *Puccinia Umbilici* Guep., *Bull. Soc. Bot. Ital.*, p. 143, Firenze, 1901.

48 — WINTER, G., Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam, V, *Bol. Soc. Broteriana*, II, 32, Coimbra, 1883.

49 — ——, Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam, VI, *Bol. Soc. Broteriana*, III, 50, Coimbra, 1885.

# PUCCINIACEÆ

## **PUCCINIA** Pers.

### 1) ***Puccinia Absinthii*** DC.

SIN.: *Uredo Arthemisiæ* Auct.; *Cæoma Artemisiæ* Auct.; *Puccinia Artemisiarum* Duby; *Puccinia Tanaceti* DC., p. p.; *Puccinia Discoidearum* Link, p. p.

Em *Artemisia* sp.:
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (48 sub *Puccinia Tanaceti*, 46, 20 e 21).

### 2) ***Puccinia Agropyri*** Ell. et Ev.

SIN.: *Æcidium Clematidis* DC.

Em *Clematis Flammula* L.:
Monchique: Cêrro de Pousada, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Em *Clematis recta* L. (= *C. lathyrifolia* Bss.):
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

### 3) ***Puccinia Allii*** (DC.) Rud.

SIN.: *Xiloma Allii* DC.; *Puccinia Alliorum* Cda.; *Uredo Alliorum* DC.

Em *Allium* sp.:
Coimbra: Ponte dos Asnos, leg. Moller (48, 31, 46 e 20).
Pinhal Novo, leg. A. Oliveira Lourenço (19).

Em *Allium Ampeloprasum* L.:
Pr. Sintra, leg. Welwitsch (25, 31, 46 e 20).
Cacilhas, leg. Lagerheim (26, 31, 46 e 20).
Trafaria, leg. Lagerheim (26, 31, 46 e 20).
Convento, pr. Portimão, leg. Welwitsch (25, 31, 46 e 20).
Campolide, leg. Daveau (25, 31, 46 e 20).
Cascais, leg. Dr. Pereira Coutinho (2, 46 e 20).

Coimbra: Cêrca de S. Bento, leg. Moller (20).
Lisboa: Benfica, leg. S. da Câmara (34 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. A. Pereira (34 e 20).
Algés, leg. Azevedo Gomes (36).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Branquinho de Oliveira (36).
Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).
Lisboa, leg. Moniz da Maia (36).
Pr. Coimbra, leg. Moller (38).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (38).

Em *Allium gaditanum* Perez-Lara:
Pôrto: Crestuma, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Allium nigrum* L. (=*A. magicum* Brot.):
Lisboa, leg. Welwitsch (7, 31, 46 e 20).
Pai Calvo, Ajuda, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).
Pr. Coimbra, leg. Moller (38).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (38).

Em *Allium paniculatum* L.:
Malpica, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).
Entre Palmela e Serra de S. Luís, leg. Welwitsch (26, 31, 46 e 20).

Em *Allium paniculatum* L. var. *pallens* L.: (=*A. pallens* L.):
Charneca de Caparica, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).
Monte de Ponte, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).
Castelo Branco, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).

Em *Allium pruinatum* Lk. (=*A. Fernandesii* Welw.):
Serra de Ossa, pr. Extremoz, leg. Daveau (26, 31, 46 e 20).
Cacilhas, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).
Piedade, leg. Welwitsch (26, 31, 46 e 20).

Em *Allium roseum* L.:
Coitos, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).

Em *Allium sativum* L.:

Coimbra, leg. Manuel Ferreira (41, 31, 46 e 20).
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (48, 31, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. S. da Câmara (20 e 36).
Coimbra: Cêrca de S. Bento, leg. Moller (34 e 20).
Pr. Lisboa, leg. Moniz da Maia (20 e 36).
Parede, pr. Cascais, leg. Azevedo Gomes (20 e 36).
Algés, pr. Lisboa, leg. Botelho de Gusmão (20 e 36).
Pr. Coimbra, leg. Moller (38).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (38).
Moita do Ribatejo, leg. Glves. da Cunha (17).
Alfeite, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Em *Allium sphærocephalum* L.:

Coimbra, leg. Mesnier (41, 31, 46 e 20).
Coimbra, leg. Mesnier (9, 31, 46 e 20).
Piedade, leg. Welwitsch (25, 31, 46 e 20).
Trafaria, leg. Moller (26, 31, 46 e 20).
Pr. Tomar, leg. Moller (26, 31, 46 e 20).
Coimbra, leg. Moller (26, 31, 46 e 20).
Castelo Branco, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).
Litoral do Carreço, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).
Cabo de S. Vicente, leg. Welwitsch (26, 31, 46 e 20).
Farol da Guia, leg. Welwitsch (26, 31, 46 e 20).
Lisboa: Tapada da Ajuda, leg. Daveau (26, 31, 46 e 20).
Alfeite, leg. Daveau (26, 31, 46 e 20).
Setúbal, leg. Torrend (45, 46 e 20).

Em *Allium vineale* L.:

Piedade, leg. Welwitsch (26, 31, 46 e 20).

### 4) ***Puccinia annularis*** (Str.) Schlecht.

SIN.: *Uredo annularis* Str.; *Puccinia Scorodoniæ* Link; *Puccinia Chamædryos* Ces.; *Puccinia Teucrii* Fuck.

Em *Teucrium Scorodonia* L.:
Coimbra: Quinta das Maias, leg. Moller (28, 31, 46 e 20).
Pr. Sintra, leg. Lagerheim (26, 31, 46 e 20).
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

### 5) *Puccinia Anthoxanthi* Fuck.

Em *Anthoxanthum amarum* Brot.:
Póvoa de Lanhoso: Pico de S. Mamede, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (22).

### 6) *Puccinia Arenariæ* (Schum.) Wint.

SIN.: *Uredo Arenariæ* Schum.; *Uredo Alsines* Schum.; *Puccinia Lychnidearum* Link, p. p.; *Puccinia Saginæ* Kze. et Schum.; *Puccinia Stellariæ* Duby; *Puccinia verrucosa* Schlecht.; *Puccinia Agrostemmæ* Fuck.; *Puccinia Arenariæ-serpyllifoliæ* DC.; *Puccinia Arenariæ-trinerviæ* Wallr.; *Puccinia Caryophyllacearum* Wallr.; *Puccinia Moheringiæ* Fuck.; *Puccinia Malachii* Kirchn.

Em *Lychnis alba* Mill. (= *Melandrium album* (Mill.) Garcke = *M. pratense* Roehl.):
Coimbra: Penedo da Saudade, leg. Mesnier (41 sub *Puccinia Agrostemmæ*, 31, 46 e 20).
Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21 e 22).

Em *Lychnis sylvestris* Schk. ( = *L. dioica* L. = *Melandrium rubrum* (Weig.) Garcke):
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Em *Melandrium (Lychnis?)* sp.:
Castelo Branco: Soalheira, leg. Torrend (5, 6, 46 e 20).

Em *Stellaria graminea* L.:
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Em *Stellaria media* (L.) Cyr.:
Maínço, leg. Mesnier (41 sub *Puccinia Stellariæ*, 31, 46 e 20).

### 7) ***Puccinia Asphodeli*** (DC.) Moug.

SIN.: *Uredo Asphodeli* DC.; *Cutomyces Asphodeli* Thüm.; *Puccinia maculicola* Alm. et Câm.

Em *Asphodelus* sp.:
- Faro, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).
- Monchique, leg. Barjona de Freitas e Iglésias Viana (4 e 6 sub *Puccinia maculicola* n. sp., 46 e 20).
- Monchique, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Em *Asphodelus lusitanicus* P. Cout.:
- Pr. Coimbra, leg. Mesnier (41, 31, 46 e 20).
- Pr. Sintra, leg. Lagerheim (26, 31, 46 e 20).
- Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).
- Entre Monchique e Picota, leg. Glves. da Cunha (17).

Em *Asphodelus microcarpus* Viv.:
- Vendas Novas, leg. S. da Câmara (38).
- Entre Ludo e Arábia, pr. Faro, leg. Glves. da Cunha (17).
- Entre Monchique e Picota, leg. Glves. da Cunha (17).
- Monchique: Brejo, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Em *Asphodelus ramosus* L. (= *A. albus* Mill.):
- Caldas de Monchique.
- Vila Real de Santo António.

### 8) ***Puccinia Avenœ-barbatœ*** Gz. Frag.

Em *Avena barbata* Brot. (= *A. hirsuta* Moench.):
- Pr. Tabuaço, leg. Macedo Pinto (21 n. sp. e 22).

### 9) ***Puccinia Baryi*** (Berk. et Br.) Wint.

SIN.: *Epitea Baryi* Berk. et Br.; *Puccinia Brachypodii* Otth.

Em *Brachipodium pinnatum* (L.) Beauv.:
- Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (22).

### 10) ***Puccinia Behenis*** (DC.) Otth.

SIN.: *Uredo Behenis* DC., p. p.; *Æcidium Behenis* DC., p. p.; *Puccinia Lychnidearum* Fuck., p. p.; *Puccinia Silenes* Schröt.

Em *Silene Cucubalus* Wibel ( = *S. venosa* (Gilib.) Asch. = *S. inflata* Sm.):
Coimbra, leg. Mesnier (28 e 42 sub *Puccinia Behenis* e *Puccinia Lychnidearum*, 46 e 20 sub *Puccinia Silenes*).
Coimbra, leg. Mesnier (45 sub *Æcidium Behenis*, 46 e 20 sub *Puccinia Silenes*).
Torres Novas, leg. Teixeira de Vasconcelos (34, 46 e 20 sub *Puccinia Silenes*).
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36 sub *Puccinia Silenes*).

### 11) ***Puccinia biformis*** Lagerh.

Em *Rumex bucephalophorus* L.:
Pr. Trafaria, leg. Lagerheim (26 n. sp., 31, 46 e 20).

### 12) ***Puccinia Bupleuri-falcati*** (DC.) Wint.

SIN.: *Æcidium Falcariæ* DC. var. *Bupleuri-falcati* DC.; *Puccinia Bupleuri* Rud.; *Uredo Bupleuri* Barcl.

Em *Bupleurum protractum* Hoffgg. et Lk. ( = *B. subovatum* Lk.):
Serra de Monsanto, leg. Welwitsch (7, 25 e 20 sub *Puccinia Bupleuri* e 46).

### 13) ***Puccinia Buxi*** DC.

Em *Buxus sempervirens* L.:
Pr. Sintra, leg. Welwitsch (7, 31, 46 e 20).
Sintra, leg. Mesnier (27, 31, 46 e 20).
Quinta do Espinheiro, leg. Moller (43, 31, 46 e 20).
Arrábida: Convento de S. Paulo, leg. Moller (43, 31, 46 e 20).
Sintra, leg. Welwitsch (25, 31, 46 e 20).

Quinta do Lumiar, leg. Welwitsch (25, 31, 46 e 20).
Pr. Caldas da Raínha, leg. Welwitsch (25, 31, 46 e 20).
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).
Caldas da Raínha, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).
Queluz, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).
Sintra: Sitiais, leg. Dr. Pereira Coutinho (2, 46 e 20).
Pr. Cascais, leg. Dr. Pereira Coutinho (2, 46 e 20).
Coimbra: Quinta de Santa Cruz, leg. Lima Bastos (34 e 20).
Pr. Colares, leg. S. da Câmara (34 e 20).
Quinta do Vinagre, leg. S. da Câmara (34 e 20).
Rio de Milho, leg. S. da Câmara (34 e 20).
Viana do Castelo, leg. Torrend (20).
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Coura: Insalde, leg. Clemente Pereira (21).
Pr. Gradil, Mafra, leg. Branquinho de Oliveira (36).
Coimbra: Quinta de Santa Cruz, leg. Glves. da Cunha (18).

Esta espécie foi distribuída na «Flora Lusitanica Exsiccata» C. XIII, 1893 (Coimbra: Quinta de Santa Cruz, leg. Moller, em *Buxus sempervirens* L.).

### 14) ***Puccinia Campanulæ-herminii*** Gz. Frag.

SIN.: *Puccinia Campanulæ* Carm. f. *Campanulæ-Herminii* Gz. Frag.

Em *Campanula Herminii* Hoffgg. et Lk.:
Serra da Estrêla, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21 e 22).

No «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto» foi distribuída a *Puccinia Campanulæ* Carmich, cuja identificação é considerada duvidosa por González Fragoso.

### 15) ***Puccinia Cardui-pycnocephali*** Syd.

SIN.: *Puccinia galatica* Syd.

Em *Carduus pycnocephalus* L. (= *C. tenuiflorus* Curt.):
Tabuaço, leg. J. Macedo Pinto (21 e 22).

### 16) ***Puccinia Carduorum*** Jacky

SIN.: *Puccinia Cirsii* Lasch., p. p.; *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.

Em *Carduus* sp.:
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39 sub *Puccinia Cirsii*, 46 e 20).
Colares: leg. S. da Câmara (36).

Em *Carduus pycnocephalus* L. ( = *C. tenuiflorus* Curt. = *C. acanthoides* Lam.):
Coimbra, leg. Mesnier (27 e 41 sub *Puccinia Cirsii*, 21, 46 e 20).
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39 sub *Puccinia Cirsii*, 46 e 20).
Lisboa, leg. S. da Câmara (2 sub *Puccinia Hieracii*, 46 e 20).
Alfeite, leg. S. da Câmara (2 sub *Puccinia Hieracii*, 46 e 20).
Lisboa: Benfica, leg. S. da Câmara (34 e 20).
Lisboa, leg. A. Pereira (34 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (38).
Azeitão, leg. Glves. da Cunha (18).

Esta espécie foi distribuída na «Flora Lusitanica Exsiccata», C. XIX, 1911 (Soalheira: S. Fiel, leg. Zimmermann, em *Carduus pycnocephalus* L. = *C. tenuiflorus* Curt.).

### 17) ***Puccinia Caricis*** (Schum.) Rebent.

SIN.: *Uredo Caricis* Schum.; *Æcidium Urticæ* Schum.; *Æcidium Urticæ* DC.; *Puccinia Caricis* DC.; *Puccinia punctum* Link; *Puccinia striola* Link; *Puccinia Urticæ* Lagerh.; *Puccinia Caricina* DC.

Em *Carex* sp.:
Coimbra, leg. ? (8, 46 e 20).

Em *Carex paniculata* L.:
Pr. Lagoa de Óbidos, leg. Daveau (26 sub *Puccinia Urticæ*, 46 e 20).

Em *Carex pendula* Huds.:
Monchique: Ribeira de Miguel Neto, leg. Dr. R. T. Palhinha (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).

### 18) *Puccinia Castellana* Gz. Frag.

SIN.: *Puccinia Umbelliferarum* DC., p. p.; *Puccinia Pimpinellæ* (Syd.) Mart., p. p.; *Puccinia bullata* (Pers.) Wint., p. p.

Em *Pimpinella villosa* Schousb. (= *P. bubonoides* Brot.):
Pr. Coimbra, leg. Mesnier (27 e 41 sub *Puccinia Pimpinellæ*, 46 sub *Puccinia bullata* e 20).
Almada, leg. Welwitsch (7 sub *Puccinia Umbelliferarum*, 25 sub *Puccinia Pimpinellæ*, 46 sub *Puccinia bullata* e 20).

### 19) *Puccinia Centaureæ* DC.

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.

Em *Centaurea paniculata* L.:
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Em *Centaurea polyacantha* Willd.:
Foz do Douro, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

### 20) *Puccinia Centaureæ* DC. f. *Calcitrapæ* DC.

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.; *Puccinia Calcitrapæ* DC.

Em *Centaurea Calcitrapa* L.:
Pr. Coimbra, leg. Moller (43 e 20 sub *Puccinia Calcitrapæ* e 46 sub *Puccinia Centaureæ*.)

### 21) *Puccinia Centaureæ* DC. f. *Centaureæ-Hoffmansseggianæ* Gz. Frag.

Em *Centaurea Hoffmansseggiana* Laz.:
Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924 e 22).

### 22) *Puccinia Cerasi* (Bér.) Cast.

SIN.: *Mycogene Cerasi* Bér.; *Puccinia Cerasi* Desm.

Em *Prunus Persica* (L.) Stock. (= *Amygdalus Persica* L.):
Pr. Coimbra, leg. Moller (32 sub *Puccinia Cerasi* f. *Amygdali*, 46 e 20).

### 23) ***Puccinia Cesati*** Schröt.

SIN.: *Uredo (Podocystis) Andropogonis* Ces.; *Puccinia Andropogonis* Fuck.; *Puccinia Andropogonis* Otth.

Em *Andropogon hirtus* L.:
Baía, pr. Coimbra, leg. Mesnier (42 sub *Puccinia Andropogonis*, 46 e 20)

Em *Andropogon hirtus* L. var. *pubescens* Vis. (= *A. pubescens* Vis.):
Portela, pr. Coimbra, leg. Mesnier (41 sub *Uredo Andropogonis*, 46 e 20).

### 24) ***Puccinia Chondrillina*** Bub. et Syd.

SIN.: *Puccinia Prenanthis* (Pers.) Fuck., p. p.; *Puccinia Chrondrillæ* Cda., p. p.; *Uredo Chondrillæ* Opiz.

Em *Chondrilla juncea* L.:
Pr. Anças, leg. Mesnier (27, 41, 46 e 20).
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).
S. Fiel, leg. Torrend (5, 6, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída na «Exsiccata» organizada por Torrend.

### 25) ***Puccinia Chrysanthemi*** Roze

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.; *Puccinia Tanaceti* DC., p. p.; *Puccinia Pyrethri* (Wallr.) Rabenh., p. p.; *Uredo Chrysanthemi* Roze; *Puccinia Chrysanthemi-sinensis* Henn.

Em *Chrysanthemum* sp. (cult.):
Lisboa, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).
Foz do Douro, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Pr. Colares, leg. Branquinho de Oliveira (36).
Lisboa: Jardim Colonial, leg. Branquinho de Oliveira (36).

Em *Chrysanthemum sinense* Sab., var.:
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto» (sub *Uromyces*).

### 26) ***Puccinia Cichorii*** (DC.) Bell.

SIN.: *Uredo Cichorii* DC.; *Cæoma Cichorii* Link; *Puccinia Prenanthis* (Pers.) Fuck., p. p.; *Puccinia Endiviæ* Passer.

Em *Cichorium Endivia* L.:
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36 sub *Puccinia Endiviæ*).

Em *Cichorium Intybus* L.:
Coimbra, leg. Mesnier (41, 46 e 20).
Lisboa, leg. A. Pereira (34 e 20).

### 27) ***Puccinia Circææ*** Pers.

SIN.: *Puccinia Circææ* Mart., p. p.; *Puccinia Circææ* Fuck., p. p.

Em *Circæa lutetiana* L.:
Pôrto, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21 e 22).

### 28) ***Puccinia Cirsii*** Lasch.

SIN.: *Uredo Cirsii* Lasch.; *Puccinia Cnici* Mart.; *Puccinia Cirsii* Fuck.; *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.; *Puccinia Cirsii-Erisithalis* Magn.; *Puccinia Cirsii-heterophylli* Magn.; *Puccinia Laschii* Lagerh.

Em *Cnicus palustris* Willd. (= *Cirsium palustre* (L.) Scop.):
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Cnicus tuberosus* Roth. (= *Cirsium tuberosum* All.):
Ponte de Lima: Estorão, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

### 29) ***Puccinia Cirsii-lanceolati*** Schröt.

SIN.: *Cæoma Kabatianum* Bub.; *Gymnoconia Cirsii-lanceolati* Bub.; *Jackya Cirsii-lanceolati* Bub.; *Puccinia Cirsii* Mart.; *Puccinia Cirsii-eryophori* Jacky.

Em *Cnicus lanceolatus* Willd. ( = *Cirsium lanceolatum* Hill.):

Pôrto: Quinta Amarela, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21 e 22).

### 30) ***Puccinia Convolvuli*** (Pers.) Cast.

SIN.: *Uredo Betæ* Pers. var. *Convolvuli* Pers.; *Uredo Convolvuli* Str.; *Uredo Sepium* Spr.; *Æcidium Calystegiæ* Desm.; *Uredo Calystegiæ* Desm.; *Æcidiolum Convolvuli* Sacc.

Em *Calystegia sæpium* (L.) R. Br.:
Coimbra: Cêrca de S. Bento, leg. Moller (42 sub *Æcidium Calystegiæ*, 46 e 20).
Coimbra: Choupal, leg. Moller (48, 46 e 20).

### 31) ***Puccinia coronata*** Corda

SIN.: *Æcidium Rhamni* Gm., p. p.; *Puccinia Lolii* Niels., p. p.; *Puccinia Rhamni* Wettst., p. p.; *Puccinia coronifera* Kleb., p. p.; *Uredo coronata* Erikss. et Henn., p. p.; *Puccinia Calamagrostidis* Syd.; *Solenodonta coronata* (Corda) Syd.

Em *Agrostis* sp.:
Coimbra: Caminho de Celas, leg. Moller (43, 46 e 20).

Em *Avena* sp.:
Cacilhas, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Rhamni*, 46 e 20).

Em *Avena barbata* Brot.:
Pr. Coimbra, leg. Mesnier (27, 41, 46 e 20).
Coimbra: Cêrca de S. Bento, leg. Moller (42, 46 e 20).
Coimbra, leg. Moller (42, 46 e 20).

Em *Avena sativa* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).
Pr. Reguengos de Monsaraz, leg. Sereto Moniz (20).

Em *Festuca Arundo* Hook. (= *F. Alopecurus* Brongn.):
Trafaria, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Em *Holcus lanatus* L.:
Coimbra: Cêrca de S. Bento, leg. Moller (42, 46 e 20).

Em *Holcus mollis* L.:
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Hordeum vulgare* L. subsp. *hexasticum* L. (= *H. hexastichon* L.):
Coimbra: Quinta das Maias, leg. Moller (42, 46 e 20).

Em *Rhamnus Frangula* L. (= *Frangula nigra* Samp.):
Pôrto, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Setaria verticillata* (L.) Beauv.:
Colares, leg. S. da Câmara (36).

Segundo Traverso e Spessa, algumas destas citações devem muito provàvelmente pertencer à *Puccinia Lolii.*

### 32) ***Puccinia Corrigiolae*** Chev.

SIN.: *Puccinia Arenariæ* (Schum.) Wint. var. *Corrigiolæ* Roum.

Em *Corrigiola littoralis* L.:
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46, 20 e 22).

Esta espécie foi também distribuída na «Flora Lusitanica Exsiccata», C. XVII, 1901 (S. Fiel: Soalheira, leg. Zimmermann, em *Corrigiola littoralis* L.) e no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

### 33) ***Puccinia Crepidicola*** Syd.

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.

Em *Crepis taraxacifolia* Thuill.:
Sintra, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Hieracii,* 46 e 20).

### 34) ***Puccinia Crepidis*** Schröt.

Em *Crepis* sp.:
Lisboa: Campo Grande, leg. Welwitsch (25, 26 e 20).

### 35) ***Puccinia Cressæ*** (DC.) Lagerh.

SIN.: *Æcidium Cressæ* DC.; *Cæoma Cressatum* Link; *Æcidium Herniariæ Scalia.*

Em *Cressa cretica* L. var. *villosa* (Hoffgg. et Lk.) Chroisy (= *C. villosa* Hoffgg. et Lk.):
Vila Nova da Raínha, leg. Welwitsch (7 sub *Æcidium Cressæ*, 25, 46 e 20).

### 36) ***Puccinia Crucianellæ*** Desm.

SIN.: *Uredo mediterranea* Lindr.

Em *Crucianella maritima* L.:
Trafaria, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

J. Lindroth, no seu trabalho «Urédinées nouvelles», publicado em Estocolmo em 1901, cita o exemplar colhido por Lagerheim sob o nome de *Uredo mediterranea* n. sp.

### 37) ***Puccinia Cynodontis*** Desm.

Em *Cynodon Dactylon* (L.) Pers.:
Coimbra, leg. Mesnier (27, 41, 46 e 20).

### 38) ***Puccinia dispersa*** Erikss. et Henn.

SIN.: *Æcidium Asperifolii* Pers., p. p.; *Uredo Rubigo-vera* DC., p. p.; *Puccinia straminis* Fuck.; *Puccinia Rubigo-vera* (DC.) Wint., p. p.; *Puccinia dispersa* Erikss. et Henn. f. *Secalis* Erikss. et Henn.; *Puccinia Secalina* Grove; *Pleomeris dispersa* (Erikss.) Syd.; *Puccinia Asperifolii* Wettst.; *Puccinia striiformis* West.

Em *Anchusa italica* Retz.
Pr. Arucitana (Alentejo), Pias: Herdade da Machada, leg. Samuel Lupi (38).
Aqua Flavia (Trás-os-Montes), leg. Rosado Nunes (38).

Em *Anchusa undulata* L.:
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).
Pr. Coimbra, leg. Moller (46 e 20).

Em *Festuca clavata* Moench. (= *Vulpia Geniculata* Lk.):
Pr. Sintra, leg. Lagerheim (25 sub *Puccinia Asperifolii*, 46 sub *Puccinia Rubigo-vera* e 20).

Em *Gaudinia fragilis* (L.) Beauv.:
Pr. Figueira da Foz, leg. Moller (33 e 20).

Em *Hordeum murinum* L.:
Pr. Soalheira: Quinta das Freixas, leg. Torrend (5, 6, 46 e 20).

Em *Polypogon* sp.:
Trafaria, leg. Lagerheim (25 sub *Puccinia Asperifolii*, 46 sub *Puccinia Rubigo-vera* e 20).

Em *Secale cereale* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 e 46 sub *Puccinia Rubigo-vera* e 20).

### 39) *Puccinia Eryngii* DC.

SIN.: *Æcidium Eryngii* Cast.; *Puccinia Pimpinellæ* (Str.) Link var. *Eryngii* Wint.; *Puccinia Umbelliferarum* DC. var. *Eryngii* Wint.

Em *Eryngium campestre* L.:
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

### 40) *Puccinia Falcariæ* (Pers.) Fuck.

SIN.: *Æcidium Falcariæ* Pers.; *Æcidium Sii-Falcariæ* Pers.; *Æcidium Falcariæ* DC.; *Uredo Falcariæ* Spr.; *Puccinia Sii-Falcariæ* Schröt.

Em ?
?, leg. Welwitsch (7 sub *Æcidium Falcariæ*, 46 e 20).

### 41) *Puccinia Ficalhoana* Lagerh.

Em *Scilla hispanica* Mill. (= *S. campanulata* Ait. = *Endymion campanulatus* Parl.):

Herbário da Faculdade de Ciências de Lisboa (26 n. sp., 46 e 20).

Lagerheim diz: «J'ai trouvé ce beau Micropuccinia dans l'herbier de l'École Polytechnique de Lisbonne; la localité où a été recolté la plante nourricière n'était pas indiquée. Cette espéce diffère beaucoup du *Puccinia Rossiana* (Sacc.) qui croît sur le *Scilla bifolia*».

### 42) *Puccinia Frankeniæ* Link

SIN.: *Puccinia pulvinulata* Rud.; *Puccinia alsophila* Sacc.; *Uredo Frankeniæ* Mont.

Em *Frankenia hirsuta* L. var. *lævis* (L.) Bss. (= *F. lævis* L.):
- Jardim Botânico de Lisboa, leg. Welwitsch (26 sub *Puccinia pulvinulata*, 46 e 20).
- Pr. Montijo, leg. Welwitsch (26 sub *Puccinia pulvinulata*, 46 e 20).

### 43) *Puccinia Galactitis* Syd.

SIN.: *Leptopuccinia Galactitis* Syd.

Em *Galactitis tomentosa* Moench.:
- Coimbra: Pr. Convento de S. Paulo, leg. Moller (48 e 31 sub *Puccinia Asteris* Duby, 46 e 20).
- Coimbra: Pr. Convento de S. Paulo, leg. Moller (33 e 20).
- Foz do Douro, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
- Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

### 44) *Puccinia Gladioli* (Req.) Cast.

SIN.: *Uredo Gladioli* Req.

Em *Gladiolus* sp.
- ?, leg. Welwitsch (7, 25, 31, 46 e 20).
- Serra de Monsanto, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).
- Serra da Arrábida, leg. Welwitsch (26, 46 e 20).
- Pr. Tavira: Santo Estêvão, leg. Daveau (26, 46 e 20).

Em *Gladiolus illyricus* Koch.:
- Arredores de Setúbal, leg. Welwitsch (25, 45, 46 e 20).

Em *Gladiolus illyricus* Koch. subsp. *Reuteri* Bss. (= *G. Reuteri* Bss.):
- Pr. Coimbra: Pinhal de Marrocos, leg. Moller (26, 46 e 20).
- Pr. Castelo Branco, leg. A. R. da Cunha (26, 46 e 20).

Em *Gladiolus segetum* Ker.-Gawl.:
Quinta do Lumiar, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).
Beja, leg. A. R. da Cunha (26, 46 e 20).
Alcântara, leg. Daveau (26, 46 e 20).
Charneca, leg. Daveau (26, 46 e 20).

45) ***Puccinia glumarum*** (Schum.) Erikss. et Henn.

SIN.: *Uredo glumarum* Schum.; *Puccinia Rubigo-vera* (DC.) Wint., p. p.; *Pleomeris glumarum* (Schum.) Syd.

Em *Bromus* sp.:
Pr. Alenquer
Cascais
Arredores de Oeiras
Parede
Salvaterra de Magos
Santar, pr. Viseu
Lisboa: Praça de José Fontana
Vila Franca de Xira
} leg. Branquinho de Oliveira, Ferreira Roquete, M. Pereira Coutinho e Moniz da Maia (36).

Em *Bromus madritensis* L.:
As mesmas citações de *Bromus* sp. (36).

Em *Bromus rigidus* Roth. (= *B. rigens* L.):
As mesmas citações de *Bromus* sp. (36).
Pr. Coimbra, leg. Moller (38).

Em *Bromus rigidus* Roth. var. *Gussonei* (Parl.):
As mesmas citações de *Bromus* sp. (36).

Em *Festuca Myuros* L. (= *Vulpia Myurus* Gmel.):
Coimbra: Estrada das Sete Fontes, leg. Moller (28 e 46 sub *Puccinia Rubigo-vera* e 20).

Em *Hordeum vulgare* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 e 46 sub *Puccinia Rubigo-vera* e 20).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. S. da Câmara (20).
As mesmas citações de *Bromus* sp. (36).

Em *Triticum vulgare* Vill. ( = *T. æstivum* L. subsp. *vulgare* Vill.
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 e 46 sub *Puccinia Rubigo-vera* e 20) (1).

Em *Triticum vulgare* Vill. ( = *T. æstivum* L.) subsp. *durum* (Desf.) Thell. ( = *T. durum* Desf.):
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 e 46 sub *Puccinia Rubigo-vera* e 20).

### 46) ***Puccinia graminis*** Pers.

SIN.: *Uredo linearis* Pers.; *Æcidium Berberidis* Gm.; *Puccinia poculiformis* (Jacq.) Wettst.

Numa Gramínea indeterminada:
Gaia: Valadares, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Avena barbata* Brot.:
Coimbra, leg. Moller (26 sub *Puccinia poculiformis*, 46 e 20).

Em *Avena sativa* L.:
Pr. Reguengos de Monsaraz, leg. Sereto Moniz (20 e 36).

Em *Bromus* sp.:
Cascais, leg. M. Pereira Coutinho (36).
Colares, leg. M. Pereira Coutinho (36).
Oeiras, leg. M. Pereira Coutinho (36).

Em *Lolium* sp.:
?, leg. ? (9, 31, 46 e 20).

---

(1) M. Bensaúde, no seu trabalho Notes on wheat diseases in Portugal, *Bol. Soc. Broteriana*, II sér., VI, 77-114, Coimbra, 1929, dá também algumas indicações sôbre a existência em Portugal da *Puccinia glumarum*, da *P. graminis* e da *P. triticina*.

Em *Poa trivialis* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Barjona de Freitas (34 e 20).

Em *Triticum vulgare* Vill. (= *Triticum æstivum* L. subsp. *vulgare* Vill.):
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).
Tábua, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).
Graciosa, leg. Luís Coelho (2, 46 e 20).
Pr. Leiria, leg. Costa e Sousa (34 e 20).
Tomar: Casal das Varandas, leg. Castro Guedes (36).

### 47) ***Puccinia Heraclei*** Grev.

SIN.: *Puccinia inquinans* Wallr. var. *Heraclei* Wallr.; *Puccinia Pimpinellæ* (Syd.) Mart., p. p.; *Puccinia bullata* (Pers.) Wint., p. p.; *Puccinia Umbelliferarum* DC., p. p.

Em *Heracleum Sphondylium* L.:
Coimbra: Cêrca de S. Bento, leg. Moller (48 e 31 sub *Puccinia Pimpinellæ*, 46 sub *Puccinia bullata* e 20).

### 48) ***Puccinia Hieracii*** (Schum.) Mart.

SIN.: *Uredo Hieracii* Schum.; *Uredo Cichoracearum* DC.; *Cæoma flosculosorum* Link; *Puccinia flosculosorum* (Link) Roehl, p. p.

Em *Hieracium boreale* Fr.:
Ponte de Lima: Sá, leg. Gonçalo Sampaio (21).
Monção, leg. P. Clemente Pereira (21).

Em *Leontodon (Hieracium ?)* sp.:
Serra da Estrêla, leg. Moller (23, 46 e 20) (1).

### 49) ***Puccinia Hypochœridis*** Oud.

SIN.: *Uredo Hyoseridis* Schum.; *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.

Em *Hypochœris radicata* L.:
Setúbal: Salinas de N. Senhora da Graça, leg. Torrend (45, 46 e 20).

---

(1) Ver 65) *Puccinia Piloselloidearum* Probst., citação em *Hieracium Pilosella* L.

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

### 50) *Puccinia Iridis* (DC.) Wallr.

SIN.: *Uredo Iridis* DC.; *Uromyces Iridis* Lév.; *Puccinia truncata* Berk. et Br.; *Uredo limbata* Rabh. var. *Iridis* Rabh.; *Puccinia crassivertex* Thüm.; *Uredo Iridis* Duby.

Em *Iris florentina* L. (= *I. albicans* Lge.):
Monchique, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).
Monchique, leg. Glves. da Cunha (18).

Em *Iris fœtidissima* L.:
Monchique: Bica Boa, leg. Dr. R. T. Palhinha (Gz. Frag., *Broteria*, XI, 128, 1924).
Monchique: Bica Boa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

### 51) *Puccinia Jasmini* DC.

Em *Jasminum fruticans* L.:
Serra da Arrábida, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).
Serra da Arrábida, leg. Torrend (45, 46 e 20).

### 52) *Puccinia Le Monneriana* Maire

Em *Cnicus* (= *Cirsium*) sp.:
Pr. Fundão, leg. Torrend (5, 6, 46 e 20).

Em *Cnicus palustris* Willd. (= *Cirsium palustre* Scop.) var. *spinosissimum* Wk.:
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída na «Flora Lusitanica Exsiccata», C. XIX, 1911, colhida em Castelo Novo, leg. Zimmermann, em *Cnicus palustris* Willd. (= *Cirsium palustre* Scop.).

### 53) ***Puccinia Leontodontis*** Jacky

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.; *Uredo Apargiae* Schlecht.

Em *Leontodon dens-leonis (Taraxacum officinalle* Webber subsp. *Dens-leonis* (Desf.) ?):
S. Fiel, leg. Torrend (20).

Em *Leontodon tuberosus* L. (= *Thrincia grumosa* Brot. = *Th. tuberosa* DC.):
Tapada da Ajuda, leg. Welwitsch (25 sub *Æcidium Compositarum* Mart., 46 e 20).

### 54) ***Puccinia Liliacearum*** Duby

SIN.: *Puccinia Ornithogali* Auct.

Em ?
?, leg. Mesnier (27, 46 e 20).

### 55) ***Puccinia Lolii*** Niessl

SIN.: *Puccinia coronata* Cda., p. p.; *Puccinia coronifera* Kleb., p. p.

Em *Avena* sp.:
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Avena sativa* L.:
Pr. Reguengos de Monsaraz, leg. Sereto Moniz (36).

Em *Holcus lanatus* L.:
Santar, pr. Viseu, leg. Moniz da Maia (35).

Em *Lolium multiflorum* Lam.:
Santar, pr. Viseu, leg. Moniz da Maia (35).

Em *Lclium rigidum* Gaud.:
Santar, pr. Viseu, leg. Moniz da Maia (35).

### 56) ***Puccinia Magnusiana*** Körn.

SIN.: *Æcidium Ranunculacearum* DC., p. p.; *Puccinia Arundinacea* Hedw. var. *epicaula* Wallr.

Em *Phragmites communis* Trin.:
Ribamar, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

### 57) ***Puccinia Malvacearum*** Mont.

SIN.: *Puccinia Alceæ* Roum.

Em *Althæa armeniaca* Tenore:
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Em *Althæa officinalis* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. S. da Câmara (2, 46 e 20).

Em *Althæa rosea* Cav.:
Quinta do Espinheiro, leg. Moller (28, 31, 46 e 20).
Pr. Ribamar, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).
Parede, leg. Azevedo Gomes (20).
Lisboa, leg. Gonçalves de Sousa (20).

Em *Lavatera cretica* L.:
Serra de Monsanto, leg. A. R. da Cunha (26, 46 e 20).
Coimbra: Cêrca de S. Bento, leg. Moller (46 e 20).
Tapada da Ajuda, leg. S. da Câmara (2, 46 e 20).
Cruz Quebrada, leg. Castro Guedes (34 e 20).
Lisboa, leg. A. Pereira (34 e 20).
Lisboa, leg. Moniz da Maia (34 e 20).

Em *Lavatera Olbia* L.:
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Glves. da Cunha (17).
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Glves. da Cunha (19).

Em *Malva Alcea* L. (= *M. italica* Poll.):
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Glves. da Cunha (17).

Em *Malva nicæensis* All. (= *M. rotundifolia* Brot.):
Coimbra, leg. Mesnier (42, 31, 46 e 20).
Quinta do Espinheiro, leg. Moller (28, 46 e 20).
Pr. Ribamar, leg. Lagerheim (27, 46 e 20).
Moita do Ribatejo, leg. Glves. da Cunha (17).

Em *Malva sylvestris* L.:
Coimbra, leg. Mesnier (41, 31, 46 e 20).
Entre Monchique e Picota, leg. Glves. da Cunha (17).
Moita do Ribatejo, leg. Glves. da Cunha (17).
Bombarral, leg. Glves. da Cunha (18).

Em *Malva sylvestris* L. var. *mauritiana* (L.) Boiss. (= *M. mauritiana* L.):
Alfeite, leg. S. da Câmara (2, 46 e 20).

Berlese, Saccardo e Roumeguère citam esta espécie em Portugal, em *Malva nicæensis* All. (= *M. rotundifolia* Brot.). A *Puccinia Malvacearum* Mont. foi também distribuída, parasitando o mesmo hospedeiro, na «Flora Lusitanica Exsiccata», C. XVII, 1901 (Soalheira, S. Fiel, leg. Zimmermann), nas «Especies distribuidas pela Sociedade Broteriana» em 1903-1906 (Campolide, leg. Dr. A. Ricardo Jorge) e no «Herbario da Academia Polytechnica do Porto» (S. Fiel, leg. Zimmermann).

### 58) ***Puccinia Maydis*** Béreng.

SIN.: *Puccinia Sorghi* Schw.; *Puccinia Zeæ* Béreng.; *Puccinia Arundinacea Hedw.* var. *Maydis* Cast.; *Æcidium Oxalidis* Thüm.; *Æcidium peyritschianum* Magn.

Em *Zea Mays* L.:
Pr. Coimbra, leg. Moller (43, 31, 46 e 20).
Pr. Bougado, leg. M. Pedrão (43, 31, 46 e 20).
S. Fiel, leg. Zimmermann (44, 46 e 20).
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).
Caldas da Raínha, leg. Welwitsch (25 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).
As Vendas, leg. Welwitsch (25 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).
Margens do Tejo, leg. Welwitsch (25 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).
Lisboa, leg. Welwitsch (25 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Hospital da Marinha, leg. Welwitsch (25 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).
Monchique, leg. V. de Almeida (2 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).
Coimbra, leg. Moller (34 e 20).
Colares (Sintra), leg. S. da Câmara (34 e 20).

Caminha, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Colares (Sintra), leg. J. M. Baptista Bolho (36).
Murtede (Cantanhede), leg. S. da Câmara (36).
Monchique, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Esta espécie foi distribuída nas «Especies distribuidas pela Sociedade Broteriana» e no «Herbario da Academia Polytechnica do Porto».

### 59) ***Puccinia Menthæ*** Pers.

SIN.: *Uredo Menthæ* Pers.; *Æcidium Menthæ* DC.; *Uredo Calaminthæ* Str.; *Uredo Labiatarum* DC.; *Uredo Clinopodii* DC.; *Puccinia Clinopodii* DC.; *Puccinia Calaminthæ* Fuck; *Uredo Satureiæ* Cast.

Em *Calamintha officinalis* Moench. (= *Satureia Calamintha* (L.) Scheele) var. *montana* (Hoffgg. et Lk.) P. Cout.:
Coimbra: Cêrca de Santa Cruz, leg. Mesnier (41 sub *Puccinia Calaminthæ*, 31, 46 e 20).

Em *Mentha rotundifolia* Huds.:
Trafaria, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Mentha rotundifolia* Huds. var. *hirsuta:*
Coimbra: Ceira, leg. Moller (41, 31, 46 e 20).

Em *Mentha viridis* L.:
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Nepeta* sp.:
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Em *Origanum vulgare* L.:
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario de Torrend» (S. Fiel, leg. Zimmermann, em *Origanum vulgare* L.).

### 60) ***Puccinia Mesnieriana*** Thüm.

SIN.: *Puccinia digitata* Ell. et Harkn.; *Coronotelium Mesnierianum* (Thüm.) Syd.

Em *Rhamnus Alaternus* L.:
Pr. Coimbra, leg. Mesnier (27, 41 n. sp., 31, 46 e 20).
Lisboa, leg. Girard (26, 46 e 20).
Buarcos, leg. Moller (10, 31, 46 e 20).
Setúbal: Castelo de S. Filipe, leg. Torrend (45, 46 e 20).
Coimbra, leg. Moller (34 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (38).
Monchique, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Berlese, Saccardo e Roumeguère (9, 31) citaram também esta espécie, colhida em Portugal. Ela foi distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto», nas «Especies distribuidas pela Sociedade Broteriana», (1890, Buarcos, leg. A. Goltz de Carvalho e 1896, Coimbra: Sete-Fontes, leg. Barros e Cunha) e na «Flora lusitanica Exsiccata», C. XIII, 1893 (Coimbra, Sete-Fontes, leg. Moller, em *Rhamnus Alaternus* L.).

### 61) ***Puccinia Montagnei*** De Toni

SIN.: *Puccinia Herniariæ* Mont.; *Puccinia Herniariæ* Ung., p. p.

Em *Herniaria Glabra* L. (= *H. maritima* Link):
Pr. Lisboa, leg. Daveau (2, 46 e 20).

### 62) ***Puccinia obscura*** Schröt.

SIN.: *Æcidium Bellidis* Thüm.; *Puccinia Bellidis* Lagerh.; *Puccinia Beschiana* Maire.

Em *Bellis annua* L.:
S. Fiel, leg. Torrend (20).
Sintra, leg. Torrend (20).

Em *Bellis sylvestris* (L.) Cyr.:
Sintra, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Bellidis* n. sp., 46 e 20).

Em *Luzula Forsteri* (Sm.) DC. (= *L. pilosa* Lk.):
Sintra, leg. Lagerheim (27 sub *Puccinia Bellidis* n. sp., 46 e 20).
Póvoa de Lanhoso, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

### 63) ***Puccinia obtegens*** (Link) Tul.

SIN.: *Cæoma obtegens* Link; *Æcidium obtegens* Link; *Uredo suaveolens* Pers.; *Puccinia obtegens* Fuck.; *Cæoma suaveolens* Link; *Puccinia suaveolens* (Pers.) Rostr.

Em *Cnicus arvensis* Hoffgg. (= *Cirsium arvense* Scop.):
Buarcos, leg. Moller (10, 31, 46 e 20 sub *Puccinia suaveolens*).

Esta espécie foi distribuída nas «Especies distribuidas pela Sociedade Broteriana» em 1891, em *Cnicus arvensis* Hoffgg. (= *Cirsium arvense* Scop.) leg. A. Goltz de Carvalho e no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

### 64) ***Puccinia Phragmites*** (Schum.) Körn.

SIN.: *Uredo Phragmites* Schum.; *Æcidium rubellum* Pers.; *Uredo striola* Str.; *Æcidium Rumicis* Pers.; *Æcidium Rhei* West.; *Puccinia Arundinacea* Hedw.; *Puccinia striola* (Str.) Schlecht.; *Puccinia rubella* (Pers.) Arthur.

Em *Arundo Donax* L.:
Pr. Vila Franca de Xira, leg. Canas Mendes (34 e 20).

### 65) ***Puccinia Picridis*** (Schum.) Körn.

SIN.: *Puccinia Picridis* Jacky.

Em *Picris hieracioides* L.:
Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (Gz. Frag., *Broteria,* XXI, 128, 1924).

### 66) ***Puccinia Piloselloidearum*** Probst.

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.

Em *Hieracium Pilosella* L.:

Serra do Gerez: Barranco, leg. Moller (49, 24, 31 e 44 sub *Puccinia flosculosorum* (Lk.) Roehl., 46 e 20 sub *Puccinia Hieracii* e *Puccinia Piloselloidearum*).

67) ***Puccinia Piptatheri*** Lagerh.

Em *Oryzopsis canadensis* Torr. (= *Piptatherum multiflorum* Beauv. = *Urachne parviflora* Trin.):
Pr. Ribamar, leg. Lagerheim (26, n. sp., 46 e 20).

68) ***Puccinia Polygoni-amphibii*** Pers.

SIN.: *Puccinia Polygoni* Pers., p. p.; *Puccinia Amphibii* Thüm.; *Puccinia Polygonorum* Link; *Puccinia Lysimachiæ* Karst.; *Æcidium sanguinolentum* Lindr.; *Puccinia Polygoni* Fuck.. p. p.

Em *Polygonum amphibium* L.:
Alcarraques, pr. Coimbra, leg. Moller (42 e 31 sub *Puccinia Amphibii* n. sp., 46 e 20).

Em *Polygonum dumetorum* L.:
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

69) ***Puccinia Porri*** (Sow.) Wint.

SIN.: *Uredo Porri* Sow.; *Puccinia mixta* Fuck.; *Uromyces Alliorum* Cooke.

Em *Allium* sp.:
?, leg. Welwitsch (7 e 31 sub *Uromyces Alliorum*, 46 e 20).

Em *Allium Ampeloprasum* L.:
Setúbal: Quinta do Convento de S. Francisco, leg. Torrend (45 sub *Uromyces Alliorum*, 46 e 20).

Em *Allium sphærocephalum* L.:
Setúbal: Quinta do Convento de S. Francisco, leg. Torrend (45 sub *Uromyces Alliorum*, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída nas «Especies distribuidas pela Sociedade Broteriana» em 1905-1906 (Lazareto de Lisboa, leg. Dr. A. Ricardo Jorge, em *Allium roseum* L.).

### 70) ***Puccinia Pruni-spinosæ*** Pers.

SIN.: *Puccinia Pruni* Pers.; *Puccinia Prunorum* Link; *Æcidium punctatum* Pers.; *Æcidium quadrifidum* DC.; *Puccinia discolor* Fuck.; *Uredo Pruni* Cast.; *Uromyces Persicæ* Rabenh.; *Uredo Castagnei* Thüm.

Em *Amygdalus communis* L.:
Pr. Colares, leg. S. da Câmara (36).

Em *Prunus Armeniaca* L.:
Pr. Mirandela, leg. Moura Pegado (36).

Em *Prunus domestica* L.:
Coimbra, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Puccinia Prunorum*, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 sub *Puccinia Pruni*, 46 e 20).
Chaves, leg. Andrade Pereira (2 sub *Puccinia Pruni*, 46 e 20).
Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

Em *Prunus Persica* (L.) Stockes:
Coimbra: Cêrca de S. Bento, leg. Moller (42 e 31 sub *Uredo Castagnei* n. sp., 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 sub *Puccinia Pruni*, 46 e 20).
Pr. Coimbra, leg. Moller (34 e 20).
Pr. Sintra, leg. S. da Câmara (34 e 20).
S. Fiel, leg. Torrend (20).
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. S. da Câmara (36).
Pr. Colares, leg. S. da Câmara (36).

### 71) ***Puccinia punctata*** Link

SIN.: *Cæoma Galii* Link; *Cæoma Galiatum* Link; *Puccinia Galii* Schw; *Puccinia Galiorum* Link; *Æcidium Galii* Auct.; *Persooniella punctata* (Link) Syd.

Em *Galium erectum* Huds.:
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (36, 46 e 20).

Em *Galium Mollugo* L.:
Coimbra: Penedo da Meditação, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Puccinia Galiorum*, 46 e 20).
Pr. S. Fiel. leg. Torrend (20).

### 72) ***Puccinia purpurea*** Cke.

SIN.: *Uredo Sorghi* Fuck.; *Uredo Sorghi* Passer.; *Puccinia Penniseti* Barcl.; *Puccinia sanguinea* Diet.; *Uredo Sorghi-halepensis* Pat.

Em *Sorghum halepense* Pers. (= *Andropogon halepensis* (L.) Brot.):
Pr. Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2 sub *Puccinia sanguinea*, 46 e 20).

### 73) ***Puccinia Pyrethri*** (Wallr.) Rabh.

SIN.: *Puccinia Discoidearum* Link., p. p.; *Puccinia Discoidearum* Link var. *Pyrethri* Wallr.; *Puccinia Tanaceti* DC., p. p.

Em *Chrysanthemum coronarium* L. (= *Pinardia coronaria* Less.):
Cacilhas, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Tanaceti*, 46 e 20).
Trafaria, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Tanaceti*, 46 e 20) (1).

### 74) ***Puccinia Rhagadioli*** (Passer.) Thüm.

SIN.: *Æcidium Rhagadioli* Passer.

Em *Picridium vulgare* Desf. (= *Reichardia gaditana* Wk.):
Alcântara: Arco das Águas Livres, leg. Welwitsch (26 sub *Puccinia Tragopogonis* Cda., 46 e 20) (2).

Em *Rhagadiolus edulis* Gaertn. (= *R. stellatus* (L.) Gaertn. var. *edulis* (Gaertn.) DC.):

---

(1) Traverso e Spessa têm algumas dúvidas àcêrca da existência desta espécie em Portugal. González Fragoso apresenta as mesmas dúvidas.

(2) Lagerheim dá apenas provisòriamente o nome de *Puccinia Tragopogonis* Cda. a esta Uredínea encontrada em exemplares de *Rhagadiolus*. González Fragoso, afirmando que não conhece citação alguma de Uredínea em *Picridium vulgare* Desf., diz que talvez se possa relacionar esta citação com a *Puccinia Scorzoneræ* (Schum.) Syd.

Serra de Monsanto, leg. Welwitsch (26 sub *Puccinia Tragopogonis* Cda., 46 e 20).

75) ***Puccinia Romagnoliana*** Maire et Sacc.

SIN.: *Puccinia conclusa* Thüm (1).

Em *Cyperus longus* L.:
Pr. Coimbra, leg. Mesnier (41 sub *Puccinia conclusa* n. sp., 31 e 46 sub *Puccinia conclusa* e 20).
Pr. Colares, leg. S. da Câmara (20 e 35).
Pr. Colares, leg. S. da Câmara (36).

76) ***Puccinia Rumicis-scutati*** (DC.) Wint.

SIN.: *Uredo Rumicis-scutati* DC.; *Puccinia Rumicis* Bell.; *Puccinia pedunculata* Schröt.

Em *Rumex scutatus* L.:
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

77) ***Puccinia Saxifragæ*** Schlecht.

SIN.: *Puccinia Saxifragarum* Schlecht.; *Puccinia inquinans* Wallr. var. *Saxifragæ* Wallr.; *Puccinia Saxifragæ* Fuck.

Em *Saxifraga granulata* L.:
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

78) ***Puccinia silvatica*** Schröt.

SIN.: *Æcidium Taraxaci* Kze. et Schum.

Em *Carex paniculata* L.:
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Carex stricta* Good. (= *C. Hudsonii* A. Benn. = *C. cæspitosa* Brot.):
Póvoa de Lanhoso, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Póvoa de Lanhoso, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).

---

(1) González Fragoso, ainda que citando a *Puccinia conclusa* Thüm. independentemente da *Puccinia Romagnoliana* Maire et Sacc., admite que devem pertencer a esta última espécie os exemplares colhidos por Mesnier.

### 79) *Puccinia simplex* (Körn.) Erikss. et Henn.

SIN.: *Puccinia straminis* Fuck. var. *simplex* Körn.; *Uromyces Hordei* Niessl.; *Puccinia Rubigo-vera* (DC.) Wint. var. *simplex* Auct.; *Uredo simplex* Erikss. et Henn.; *Pleomeris holcina* (Körn.) Syd.

Em *Hordeum vulgare* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 sub *Puccinia Rubigo-vera* var. *simplex*, 46 e 20).

### 80) *Puccinia Smyrnii-Olusatri* (DC.) Lindr.

SIN.: *Æcidium Bunii* DC. var. *Smyrnii-Olusatri* DC.; *Puccinia Smyrnii* Biv.-Bern.; *Puccinia apophysata* Rabenh.; *Puccinia Torquati* Passer.; *Puccinia Lecokiæ* Kotschy; *Puccinia Smyrnii* Cda.

Em *Smyrnium Olusatrum* L.:
Lisboa, leg. V. de Almeida (2 sub *Puccinia Smyrnii*, 46 e 20).
Coimbra: Cêrca de S. Bento, leg. Moller (6, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Lima Basto (20 e 34).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. S. da Câmara (20 e 34).
Belmonte, leg. Torrend (20).
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

### 81) *Puccinia Sonchi* Rob.

SIN.: *Æcidium Sonchi* West.; *Æcidium Sonchi* Johnst.; *Puccinia Pseudo-Sphæria* Mont.; *Uromyces puccinioides* Fautr. et Roll.; *Uromyces Sonchi* Oud.; *Puccinia Tagananensis* Magn.

Em *Sonchus arvensis* L.:
Foz do Douro, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Sonchus maritimus* L.:
Trafaria, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Em *Sonchus oleraceus* L.:
Pr. Coimbra, leg. Moller (28 e 31 sub *Puccinia flosculosorum* (Link) Roehl., 46 e 20).
Lisboa, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Cacilhas, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).
Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2, 46 e 20).
Azeitão: Vila Nogueira, leg. J. Rasteiro (33 e 20).
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

### 82) ***Puccinia Sonchina*** Syd.

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.; *Uredo Sonchina* Thüm.

Em *Sonchus* sp.:
Pr. Beja, leg. Barj. de Freitas e Iglesias Viana (4 sub *Puccinia Hieracii,* 46 e 20).
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (40 n. sp., 46 e 20).
Em *Sonchus oleraceus* L.:
Pr. Colares, leg. S. Câm. (S. Câm., *Bol. de Agricult.,* 1936 (1).

### 83) ***Puccinia Spergulæ*** DC.

SIN.: *Puccinia Spergulæ* Kirchn.; *Puccinia Lychnidearum* Lk., p. p.

Em *Spergula arvensis* L.:
Pr. Sintra, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Arenariæ* Schröt., 46 e 20).
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

### 84) ***Puccinia Symphyti-Bromorum*** Müll.

SIN.: *Æcidium Asperifolii* Pers. p. p.; *Æcidium Symphyti* Thüm.; *Æcidium Pulmonariæ* Thüm.; *Puccinia dispersa* Erikss. et Henn. f. *Bromi* Erikss.; *Puccinia Bromina* Erikss.; *Uredo Bromina* Erikss., p. p.; *Pleomeris Bromina* (Erikss.) Syd.

Em *Bromus Madritensis* L.:
Pr. Santar (Viseu), leg. Moniz da Maia (20 sub *Puccinia Bromina*).

---

(1) Nesta altura da publicação do nosso trabalho chega-nos o novo trabalho do prof. M. de Sousa da Câmara, *Contributiones ad Mycofloram Lusitaniæ,* Bol. de Agricult., I sér., N.º 1, A. II, 1, 1936. Incluiremos já no nosso trabalho as espécies que ainda é possível aqui introduzir. A maior parte das espécies do gên. *Puccinia* serão porém mencionadas em apêndice.

### 85) ***Puccinia Taraxaci*** (Rebent.) Plowr.

SIN.: *Puccinia Phaseoli* Rabenh. var. *Taraxaci* Rebent.

Em *Taraxacum officinale* Weber (= *T. vulgare* Schrank):
Pôrto, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Pôrto: Quinta Amarela, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

### 86) ***Puccinia Thesii*** (Desv.) Chaill.

SIN.: *Æcidium Thesii* Desv.; *Uredo Thesii* Desv.

Em *Thesium divaricatum* Jan.:
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

### 87) ***Puccinia Triticina*** Erikss. (1)

SIN.: *Puccinia dispersa* Erikss. et Henn. f. *Tritici* Erikss. et Henn.; *Puccinia Rubigo-vera* (DC.) Wint., p. p.; *Pleomeris Triticina* (Erikss.) Syd.

Em *Lolium temulentum* L.:
As mesmas citações que para *Triticum vulgare* Vill.

Em *Triticum vulgare* Vill. (= *T. æstivum* L. subsp. *vulgare* Vill.):
Pr. Santar, leg. Moniz da Maia (20 e 36).
Pr. Cascais, leg. Branquinho de Oliveira (36).
Vila Franca de Xira, leg. Romão dos Passos (36).
Golegã, leg. Romão dos Passos (36).
Parede, leg. M. Pereira Coutinho (36).

### 88) ***Puccinia Umbilici*** Guep.

Em *Cotyledon Umbilicus* L. (= *Umbilicus pendulinus* DC.):
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).
Póvoa de Lanhoso, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

---

(1) Ver nota a pág. 191.

### 89) ***Puccinia variabilis*** Grev.

SIN.: *Æcidium Taraxaci* Grev.; *Æcidium Grevillei* Grove.

Em ?

?, leg. Welwitsch (7, 31, 46 e 20). (1)

### 90) ***Puccinia Vincæ*** (DC.) Berk.

SIN.: *Uredo Vincæ* DC.; *Cæoma Vincæ* Link; *Æcidium Vincæ* Láz.; *Puccinia Berkeleyi* Passer.; *Puccinia Vincæ* Cast.

Em *Vinca difformis* Pourr. (= *V. media* Hoffgg. et Lk.):

Coimbra: Mata de Alcarraques, leg. Moller (42, 9 e 31 sub *Uredo Vincæ*, 46 e 20).

Coimbra, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Em *Vinca major* L.:

Pr. Sintra, leg. Castro Guedes (4 sub *Puccinia Berkeleyi*, 6, 30, 46 e 20).

Lisboa: Parque Eduardo VII, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Esta espécie foi também citada por Berlese, Saccardo e Roumeguère (9) em *Vinca difformis* Pourr. (= *V. media* Hoffgg. et Lk.) sub *Uredo Vincæ*.

### 91) ***Puccinia Violæ*** (Schum.) DC.

SIN.: *Æcidium Violæ* Schum.; *Uredo Violæ* DC.; *Puccinia Fergussoni* Berk. et Br. var. *hastatæ* (Cke.) De Toni; *Puccinia densa* Diet. et Holw.; *Puccinia Violarum* Link.

Em *Viola* sp.:

Sintra, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Serra do Bussaco, leg. A. F. de Seabra (4, 6, 46 e 20).

Pr. Unhais, leg. Torrend (5, 6, 46 e 20).

Pr. Castelo Branco, leg. Zimmermann (5, 6, 46 e 20).

Gerez: Tendais, leg. Torrend (20).

Em *Viola odorata* L.:

Coimbra, leg. Mesnier (27 e 41 sub *Puccinia Violarum*, 31, 46 e 20).

Coimbra, leg. Dr. J. Henriques (49, 46 e 20).

Serra do Bussaco, leg. A. F. de Seabra (4, 6, 46 e 20).

---

(1) Esta citação é duvidosa, segundo González Fragoso.

## UROMYCES Link

### 92) *Uromyces Acetosæ* Schröt.

SIN.: *Uromyces Rumicum* Lév., p. p.; *Uromyces Rumicis* (Schum.) Wint., p. p.

Em *Rumex Acetosa* L. var. *australis:*
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Em *Rumex scutatus* L.:
Castelo Branco, leg. Torrend (5, 6, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

### 93) *Uromyces Anthyllidis* (Grev.) Schröt.

SIN.: *Uredo Anthyllidis* Grev.; *Uredo Dorycnopsidis* Thüm.

Em *Anthyllis Gerardi* L. (= *Dorycnopsis Gerardi* (L.) Boiss.):
Buçaco, leg. Mesnier (41 sub *Uredo Dorycnopsidis* n. sp., 31 sub *Uredo Dorycnopsidis*, 46 e 20).

Em *Anthyllis Vulneraria* L. var. *litorea:*
Leça de Palmeira, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Hippocrepis unisiliquosa* L.:
S. Fiel, leg. Luisier (45, 46 e 20).
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Em *Trigonella Fœnum-græcum* L.:
Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

### 94) *Uromyces appendiculatus* (Pers.) Link

SIN.: *Uredo appendiculata* Pers.; *Uredo appendiculata* Pers. var. *Phaseoli* Pers.; *Puccinia Phaseoli* Rabenh.; *Puccinia Phaseolarum* DC.; *Uredo Phaseolarum* DC.; *Uredo Phaseoli* Str.; *Cæoma Phaseoli* Nees; *Cæoma appendiculatum* Schlecht., p. p.; *Æcidium Phaseolarum* Wallr.; *Puccinia Phaseoli-trilobi* Schw.; *Uromyces appendiculatus* Fr.; *Uromyces Phaseolarum* De By.; *Uredo Dolichi* Berk. et Br.; *Uromyces Phaseoli* Wint.; *Uromyces Phaseoli* Cke.; *Uromyces obscurus* Diet. et Holw.; *Uromyces Vignæ-luteolæ* Henn.; *Uromyces Dolichi* Cke.

Em *Phaseolus vulgaris* L. (= *P. nanus* L.):
Coimbra: Quinta das Sete-Fontes, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Uromyces Phaseolarum*, 46 e 20).

Coimbra, leg. Moller (43 e 31 sub *Uromyces Phaseolarum*, 46 e 20).

Pr. Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2 sub *Uredo Dolichi*, 44 e 20).

Coimbra: Cêrca de S. Bento, leg. Moller (6, 46 e 20).

Pr. Coimbra, leg. Silva Rosa (33, 46 e 20).

Colares, leg. S. da Câmara (20).

Em *Vigna Catjang* Walp. (= *V. sinensis* Endl.) var. *monachalis* Brot. (= *Dolichos monachalis* Brot.):

Lezírias do Tejo, leg. Welwitsch (25 sub *Uredo Dolichi*, 46 e 20).

Alcácer do Sal, leg. R. dos Passos (2 sub *Uredo Dolichi*, 46 e 20).

Pr. Coimbra, leg. Moller (33, 46 e 20).

Tapada da Ajuda, leg. Silva Rosa (20).

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Esta espécie foi também distribuída nas «Especies distribuidas pela Sociedade Broteriana» em 1902 (Caparide, leg. Dr. P. Coutinho) e em 1893 (Buarcos, leg. A. Goltz de Carvalho em *Vigna Catjang* Walp. var. *monachalis* Brot. (= *Dolichos monachalis* Brot.), sub *Uromyces Dolichi*), na «Flora Lusitanica Exsiccata» C. XVIII (Caparide, leg. Dr. P. Coutinho em *Phaseolus vulgaris* L. e Buarcos, leg. A. Goltz de Carvalho) e no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto» (sub *Uredo Dolichi*).

### 95) ***Uromyces Behenis*** (DC.) Ung.

SIN.: *Uredo Behenis* Ung.; *Æcidium Behenis* DC., p. p.; *Uredo Behenis* DC.; *Cæoma Behenis* Link; *Cæoma Lychnidearum* Link; *Pucciniola Behenis* (DC.) March.; *UromycesBehenis* Lév.; *Capitularia mielospora* Ces.; *Uromyces Behenis* Niessl.

Em *Silene Cucubalus* Wibel (= *S. venosa* (Gilib.) Arch. = *S. inflata* Sm.):

Alpendurada, leg. Mesnier (27, 41 e 44 sub *Æcidium Behenis*, 31, 46 e 20).

Caldas do Gerez, leg. Moller (49, 31, 24, 46 e 20).

Cacilhas, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).
Douro: Pocinho, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (38).
Montemór-o-Velho: Olival de Santa Maria, leg. Glves. da Cunha e Glves. Sobrinho (17).
Bombarral, leg. Glves. da Cunha (18).
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).
Laranjeiras: Quinta das Palmeiras (Lisboa), leg. Glves. da Cunha (19).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

### 96) ***Uromyces Betæ*** (Pers.) Lév.

SIN.: *Uredo Betæ* Pers.; *Uredo cincta* Str.: *Cæoma Betarum* Link; *Erysibe Cinnamomea* Wallr. var. *Betarum* Wallr.; *Trichobasis Betæ* Lév., *Uromyces Betæ* Tul.; *Æcidium Betæ* Kühn.

Em *Beta vulgaris* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Barj. de Freitas (33 e 20).
Algés, pr. Lisboa, leg. Mário Fonseca (20).

Em *Beta vulgaris* L. subsp. *maritima* L. (= *B. maritima* L.):
Cacilhas, leg. Lagerheim (25, 46 e 20).

### 97) ***Uromyces Cachrydis*** Hariot

SIN.: *Uromyces Pteroclænæ* Lindr.

Esta espécie foi assinalada em Portugal (Sacc., Syll. Fung., XI, 176) em *Prangos uloptera*. Contudo González Fragoso não crê que ela exista em Portugal e mostra que deve haver êrro nesta afirmação, tendo-se confundido Lusitânia (Portugal) com Luristânia, na Pérsia. Não sendo o gênero *Prangos* conhecido na flora portuguesa, devemos citar a existência desta espécie em Portugal com muita reserva.

### 98) ***Uromyces Caryophyllinus*** (Schrank) Wint.

SIN.: *Lycoperdon Caryophyllinum* Schr.; *Uredo Dianthi* Pers.; *Uredo bullatum* West.; *Uromyces Dianthi* Niels; *Uromyces cristatus* Schröt., p. p.; *Uromyces sinensis* Speg.; *Uredo Dianthicola* Hariot.; *Nigredo Caryophyllina* Arthur; *Uromyces Caryophyllinus* (Schr.) Schröt.; *Æcidium Euphorbiæ-gerardianæ* Fisch.

Em *Dianthus Caryophyllus* L.:
- Lisboa, leg. Oliveira e Sousa (33 e 20).
- Lisboa: Jardim da Praça do Rio de Janeiro, leg. Sá Nogueira (20).
- Algés, pr. Lisboa, leg. Mário Ferreira (20).
- Parede, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

### 99) ***Uromyces Chenopodii*** (DC.) Schröt.

SIN.: *Æcidium Chenopodii-fruticosi* DC.; *Cæoma Chenopodiatum* Link; *Uredo Chenopodii* Spreng.; *Uredo Chenopodii* Duby; *Æcidium Schœbæriæ* Auersw.; *Uromyces giganteus* Speg.; *Æcidium Suædæ* Thüm.; *Uromyces Suædæ* Jacz.; *Uromyces giganteus* Speg. var. *erythræus* Trott.; *Capitularia Chenopodii* (DC.) Syd.

Em *Suæda* (= *Schœbæria*) sp.:
- Montijo, leg. Lagerheim (26 e 46 sub *Uromyces Chenopodii* e *Æcidium Chenopodii-fruticosi* e 20).

### 100) ***Uromyces Ciceris-arietini*** (Grogn.) Jacz. et Boy.

SIN.: *Uredo Ciceris-arietini* Grogn. var. *ætnensis* Scalia; *Uredo Ciceris* Passer.

Em *Cicer arietinum* L.:
- Pr. Azeitão, leg. Joaquim Rasteiro (2, 46 e 20).

### 101) ***Uromyces cristatus*** Schröt. et Niessl.

Em *Dianthus Caryophyllus* L.:
- Lisboa: Jardim da Praça do Rio de Janeiro, leg. Sá Nogueira (2 e 20).
- Pr. Carcavelos, leg. S. da Câmara (2, 46 e 20).
- Faro, leg. Iglesias Viana (20).

### 102) *Uromyces Dactylidis* Otth.

SIN.: *Æcidium Ranunculi-acris* Pers.; *Æcidium Ranunculi* Schum.; *Æcidium Ranunculi* Rebent.; *Æcidium Ranunculacearum* DC., p. p.; *Cæoma Ranunculacearum* Schlecht., p. p.; *Cæoma Ranunculaceatum* Link, p. p.; *Uromyces graminum* Cooke; *Puccinella graminis* Fuck.

Em *Dactylis glomerata* L.:
Coimbra, leg. Mesnier (41, 31, 46 e 20).
Cacilhas, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Daveau (2, 46 e 20).
Lisboa: Estação Agrária Central de Belém, leg. João de Vasconcelos (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

### 103) *Uromyces Fabœ* (Pers.) Du Bary

SIN.: *Uredo Fabæ* Pers.; *Uredo Viciæ* Rebent.; *Uredo Viciæ-Fabæ* Pers.; *Uredo Viciæ-Fabæ* Schum.; *Cæoma Leguminosarum* Schlecht.; *Cæoma appendiculatum* Schlecht.; *Erysibe appendiculata* Wallr.; *Uromyces appendiculatus* Ung.; *Uredo Leguminosorum* Rabenh.; *Æcidium Leguminosorum* Rabenh.; *Puccinia Orobi* Fuck.; *Uromyces Orobi* Pers.; *Uromyces Viciæ* Fuck.; *Uromyces polymorphus* Peck. et Clint.; *Uromyces Yschisnagai* Henn.; *Capitularia Fabæ* (Pers.) Syd.

Em *Lathyrus Cicera* L.:
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39 sub *Uromyces Orobi*, 46 e 20).

Em *Lathyrus latifolius* L.:
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39 sub *Uromyces Orobi*, 46 e 20).

Em *Pisum sativum* L.:
Todo o paiz, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).

Em *Vicia Faba* L.:
Coimbra, leg. Mesnier (27, 41, 31, 29, 46 e 20).
Todo o paiz, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).
Cascais, leg. Sousa Amado (34 e 20).
Lisboa, leg. A. Pereira (34 e 20).
Pr. Vila Viçosa, leg. S. da Câmara (34).
Cruz Quebrada, leg. Castro Guedes (20).
Reguengos de Monsaraz, leg. Leseto Moniz (20).
Pôrto, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Ermezinde, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Ponte de Lima, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
S. Braz de Alportel, leg. Glves. da Cunha (17).
Moita do Ribatejo, leg. Glves. da Cunha (18).
Pinhal Novo, leg. A. de Oliveira Lourenço (19).

Em *Vicia hirsuta* (L.) Gray:
Ribeira de Cacilhas, pr. Coimbra, leg. Moller (49 e 31 sub *Uromyces Orobi*, 46 e 20).

Em *Vicia sativa* L.:
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (34 e 20).
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

104) ***Uromyces Genistœ-tinctoriœ*** (Pers.) Wint.

SIN.: *Uredo appendiculata* Pers. var. *Genistæ-tinctoriæ* Pers.; *Uredo Cytisi* Str.; *Uredo Cytisi* DC.; *Uredo Laburni* DC.; *Puccinia Laburni* DC.; *Uredo Genistarum* Duby; *Uromyces Pteleacearum* Rabenh.; *Uromyces Genistæ* Fuck.; *Cæoma apiculosum* Cda.; *Uromyces Laburni* Fuck.; *Uromyces Caraganicola* Henn.; *Uromyces Genistæ* Pers.

Em *Colutea arborescens* L.:
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (48 e 46 sub *Uromyces Genistæ-tinctoriæ*, 31 sub *Uromyces Genistæ* e 20 sub *Puccinia Laburni*).

105) ***Uromyces graminis*** (Niels.) Diet.

SIN.: *Æcidium Seseli* Niels.; *Capitularia graminis* Niels.; *Uromyces Dactylidis* Otth., p. p,; *Puccinella graminis* (Niels.) Syd.

Em *Melica* sp.:
Cacilhas, leg. Lagerheim (26 sub *Uromyces Peckianus* Farl., 15 sub *Capitularia graminis*, 46 e 20).

Em *Melica ciliata* L.:
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

106) ***Uromyces hippomarathricola*** S. Câm.

Em *Hippomarathrum cristatum* Bss. (= *H. pterochlænum* (DC.) Bss.):
Pr. Cascais: Ribeira de Caparide, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936, n. sp.).

### 107) *Uromyces Limonii* (DC.) Lév.

SIN.: *Puccinia Limonii* DC.; *Cæoma Staticis* Rud.; *Uredo Limonii* Duby; *Æcidium Limonii* Duby; *Capitularia Limonii* (DC.) Syd.

Em *Statice sinuata* L.:
Lisboa: Jardim Botânico da Ajuda, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

### 108) *Uromyces Loti* Blytt.

SIN.: *Puccinia Loti* Kirchn.; *Uromyces Euphorbiæ-corniculatæ* Jordi.; *Uromyces striatus* Schröt., p. p.

Em *Lotus uliginosus* Schkr.:
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).

### 109) *Uromyces monspessulanus* Tranzsch.

SIN.: *Uredo excavata* DC.; *Uredo Euphorbiæ-serratæ* DC.; *Uromyces excavatus* DC. var. *Euphorbiæ-serratæ* DC.

Em *Euphorbia serrata* L.:
Barca de Alva, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

### 110) *Uromyces Onobrychidis* (Desm.) Lév.

SIN.: *Uredo Onobrychidis* Desm.; *Puccinia Onobrychidis* Otth.

Em *Onobrychis eriophora* (Pourr.) Desv.:
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (37).
Sagres, leg. Glves. da Cunha (18).

### 111) *Uromyces Ornithogali* Lév.

SIN.: *Uromyces acutatus* Fuck., p. p.

Em *Ornithogalum unifolium* Ker-Gawl. (= *O. nanum* Brot.):
Coimbra: Arregaça, leg. Moller (43, 31, 46 e 20).

### 112) *Uromyces Pisi* (Pers.) Wint.

SIN.: *Uredo appendiculata* Pers. var. *Pisi* Pers.; *Æcidium Euphorbiæ* Gm.; *Uredo appendiculata* Pers. var. *Pisi-sativi* Pers.; *Puccinia Pisi* DC.; *Æcidium Cyparissias* DC.; *Uredo Pisi* Str.; *Æcidium Euphorbiarum* DC.; *Cæoma appendiculatum* Schlecht.; *Cæoma Euphorbiæ* Schlecht.; *Cæoma appendiculosum* Link; *Cæoma Euphorbiatum* Link; *Æcidiolum exanthemathicum* Ung.; *Uromyces Lathyri* Fuck.; *Uromyces Pisi-sativi* Liro.

Em ?:
?, leg. Mesnier (27 e 30 sub *Æcidium Euphorbiæ*, 46 e 20).

Em *Lathyrus latifolius* L.:
Pôrto: Quinta Amarela, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Lathyrus latifolius* L. var. *angustifolius* Godr.:
Pr. Cascais, leg. A. Pereira (4, 6, 46 e 20).

### 113) *Uromyces Polygoni* (Pers.) Fuck.

SIN.: *Puccinia Polygoni* Pers.; *Puccinia Polygoni-aviculariæ* Pers.; *Uredo Centumnodii* Schum.; *Puccinia Aviculariæ* DC.; *Uredo Polygonarum* DC.; *Uromyces Polygonorum* Lév.; *Uromyces Aviculariæ* Schröt.; *Capitularia Polygoni* (Pers.) Rabenh.

Em *Polygonum aviculare* L.:
Pr. Pampilhosa, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).
Sintra, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. João de Vasconcelos (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

### 114) *Uromyces prœminens* (DC.) Lév.

SIN.: *Uredo prœminens* DC.; *Uredo scutellata* Schw.; *Cæoma (Uredo) punctuosum* Schw.; *Cæoma (Æcidium) Euphorbiæ-hypericifoliæ* Schw.; *Uromyces Chamæsycis* Sacc.; *Uromyces Euphorbiæ* Cke. et Peck; *Uromyces pulvinatus* Kalchbr. et Cke.; *Uromyces Macounianus* Ell. et Ev.

Em *Euphorbia Chamæsyce* L.:
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (25 sub *Uromyces Chamæsycis*, 46 e 20).

Em *Euphorbia Chamæsyce* L. var. *canescens* (L.) Bss.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).

### 115) ***Uromyces renovatus*** Syd.

SIN.: *Uromyces Lupini* Sacc., p. p.; *Uromyces Lupini* Berk. et Curt., p. p.

Em *Lupinus* sp.:
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Uromyces Lupini* Berk. et Curt., 46 e 20).
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em diversas espécies de *Lupinus:*
S. Fiel, leg. Torrend (20).

Em *Lupinus albus* L.:
Pr. Faro, leg. V. de Almeida (2 sub *Uromyces Lupini* Berk. et Curt., 46 e 20).
Pr. Coimbra, leg. Cardoso de Menezes (33 e 20).
Amadora, leg. Canas Mendes (34 e 20).

Em *Lupinus angustifolius* L.:
Pr. Salvaterra de Magos, leg. Branquinho de Oliveira (38).

Em *Lupinus luteus* L.:
Entre Ludo e Arábia, pr. Faro, leg. Glves. da Cunha (17).

### 116) ***Uromyces reticulatus*** (Thüm.) Bub.

SIN.: *Æcidium reticulatum* Thüm.; *Uromyces acutatus* Fuck., p. p.

Em *Allium Vitorialis* L.:
Serra da Estrêla, leg. Welwitsch (25 e 46 sub *Uromyces Erythronii* (DC.) Passer. e 20).

### 117) ***Uromyces Rumicis*** (Schum.) Wint.

SIN.: *Uredo Rumicis* Schum.; *Uredo bifrons* DC.; *Uredo Rumicis-aquaticis* DC.; *Uredo Rumicum* DC.; *Cæoma Rumicum* Schlecht.; *Erysibe Cinna-*

*momea* Wallr. var. *Rumicum* Wallr.; *Uredo planiuscula* Mont.; *Uromyces Rumicum* Lév.; *Uredo sororia* Lasch.; *Uromyces fraternus* Lasch.; *Cæoma apiculosum* Bon.; *Uromyces Rumicum* Fuck.

Em *Emex spinosa* (L.) Campd. (= *Rumex spinosa* L.):
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (Gz. Fragoso, *Broteria*, XXI, 128, 1924).

Em *Rumex* sp.:
Lisboa: Benfica, leg. S. da Câmara (33 e 20).

Em *Rumex Acetosa* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).

Em *Rumex montanus* Desf. (= *R. arifolius* All.):
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Rumex obtusifolius* L.:
Cacilhas, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Uromyces Rumicum*, 46 e 20).
Pôrto: Quinta Amarela, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Rumex pulcher* L.:
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

### 118) ***Uromyces Salsolæ*** Reich.

Em *Salsola Soda* L.:
Alcácer do Sal: pr. Salacia, leg. José Maria de Carvalho (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

### 119) ***Uromyces Scillarum*** (Grev). Wint.

SIN.: *Uredo Scillarum* Grev.; *Uredo Muscari* Duby; *Uredo limbata* Rabenh. var. *Muscari* Rabenh.; *Uredo concentrica* Desm.; *Uromyces concentricus* Lév.; *Uromyces Muscari* Lév.; *Uromyces concentricus* Fuck., p. p.

Em *Dipcadi serotinum* (L.) Medic. (= *Uropetalum serotinum* Ker-Gawl.):
Serra das Neves, Alfeite, leg. A. R. da Cunha (26, 46 e 20).
Entre Aljezur e Vila do Bispo, leg. Daveau (26, 46 e 20).
Faro, leg. Welwitsch (26, 46 e 20).

Em *Muscari comosum* (L.) Mill.:
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Em *Scilla bifolia* L.:
Castelo Branco, leg. A. R. da Cunha (26, 46 e 20).

Em *Scilla festalis* Salisb. (= *S. nonscripta* Hoffgg. et Lk. var. *cernua* L. = *Agraphis cernua* Reichb. = *Endymion cernuus* Dum.):
Serra de Palmela, leg. Welwitsch (26, 46 e 20).

Em *Scilla italica* L. (= *S. Bertoloni* Duby):
Vendas, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).
Setúbal: Salina de N. Senhora da Graça, leg. Torrend (45, 46 e 20).

Em *Scilla monophyllos* Lk. (= *S. pumila* Brot.):
Pr. Vendas, Vale de Pinheiros, leg. Welwitsch (26, 46 e 20).
Serra de Serpa, leg. Conde de Ficalho e Daveau 26, 46 e 20).

Em *Urginea maritima* (L.) Back. (= *U. Scilla* Steinh. = *Scilla maritima* L.):
Serra de Monsanto, leg. A. R. da Cunha (26, 46 e 20).
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).
Pr. Vila Viçosa, leg. S. da Câmara (34 e 20).
Elvas, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Pr. Vila Viçosa, leg. Branquinho de Oliveira (36).
Idanha-a-Nova, leg. Branquinho de Oliveira (36).
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).
Paço de Arcos, leg. Glves. da Cunha (19).
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

### 120) ***Uromyces Scirpi*** (Cast.) Burr.

SIN.: *Uredo Scirpi* Cast.; *Puccinia liniolata* Desm.; *Uromyces lineolatus* (Desm.) Schröt.; *Æcidium Falcariæ* DC. var. *Sii-latifoliæ* Fiedler; *Æcidium Glaucis* Dozy et Molk.; *Æcidium pastinacæ* Rostr.; *Æcidium Hippuridis* Kze.; *Æcidium Sii-latifolii* Wint.; *Uromyces Scirpi* (Cast.) Lagerh.; *Uromyces Burrilii* Lagerh.; *Uromyces maritimæ* Plowr.; *Nigredo Scirpi* Arthur.; *Æcidium Berulæ* Bub.; *Æcidium carotinum* Bub.; *Uromyces æcidii-pastinacæ* Liro; *Uromyces æcidii-glaucis* Liro.

Em *Scirpus maritimus* L.:
Pr. Trafaria, leg. Lagerheim (26 e 20 sub *Uromyces liniolatus* e 46).

### 121) ***Uromyces Scrophulariæ*** (DC.) Fuck.

SIN.: *Æcidium Scrophulariæ* DC.; *Cæoma Scrophulariatum* Link; *Puccinia Scrophulariæ* Lib.; *Uromyces Scrophulariæ* Lév.; *Uromyces concomitans* Berk. et Br.; *Uromyces Poiraultii* Har.; *Uromyces Verbasci* Niessl.

Em *Scrophularia* sp.:
Mata do Fundão, leg. Torrend (20).

Em *Scrophularia Herminii* Hoffgg. et Lk.:
Melgaço: Pêso, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Scrophularia sambucifolia* L. (= *S. grandiflora* DC.):
Entre Coimbra e Portela, leg. Glves. da Cunha e Glves. Sobrinho (19).

Em *Scrophularia Scorodonia* L.:
Pr. Sintra, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).
Ponte de Lima: Sá, leg. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Scrophularia sublyrata* Brot. (= *S. ebulifolia* Hoffgg. et Lk.):
Pr. Malveira, leg. Dr. P. Coutinho (34 e 20).

### 122) *Uromyces scutellatus* (Schröt.) Lév.

SIN.: *Lycoperdon scutellatus* Schröt.; *Æcidium scutellatum* Gm.; *Uredo Euphorbiæ-Cyparissiæ* Pers.; *Uredo scutellata* Pers.; *Uredo scutellata* Pers. var. *Euphorbiæ-Cyparissiæ* Str.; *Cæoma scutellatum* Schlecht; *Uromyces scutellatus* (Schröt.) Lév. f. β. Ed. Fisch., p. p.

Em *Euphorbia nicæensis* All.:
Vale do Picheleiro, leg. Torrend (44, 46 e 20).
Serra da Arrábida, vertente norte, leg. Torrend (44, 46 e 20).

González Fragoso (Madrid, 1918) não tem a certeza de que se trate do *Uromyces scutellatus*, mas muito provàvelmente do *Uromyces sublævis* Tranzsch. ou talvez do *Uromyces tinctoriicola* Magnus.

### 123) *Uromyces Silenes* (Schlecht.) Fuck.

SIN.: *Cæoma Silenes* Schlecht.; *Uromyces inæquialtus* Lasch.; *Æcidium sparsum* Hazsl.; *Capitularia inæquialta* (Lasch.) Syd.

Em *Silene nicæensis* All.:
Trafaria, leg. Lagerheim (26 sub *Uromyces Lychnidis* Lagerh. n. sp., 46 e 20).

### 124) *Uromyces Sparti-juncei* Syd.

SIN.: *Uromyces Genistæ-tinctoriæ* (Pers.) Fuck., p. p.; *Uromyces Genistæ-tinctoriæ* (Pers.) Wint., p. p.

Em *Spartium junceum* L.:
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26 sub *Uromyces Genistæ* Fuck., 46 e 20).

### 125) *Uromyces striatus* Schröt.

SIN.: *Uredo Fabæ* DC. var. *Medicaginis-falcatæ* DC.; *Uromyces Medicaginis* Pass.; *Uromyces Medicaginis-falcatæ* Wint.; *Uredo Medicaginicola* Speg.; *Uredo Medicaginis* Speg.

Em *Lotus commutatus* Guss. (= *L. creticus* L. subsp. *commutatus* Guss. = *L. Salzmanni* Bss. et Reut.):
Trafaria, leg. Lagerheim (26 sub *Uromyces Medicaginis*, 46, e 20).

Em *Lotus uliginosus* Schkr.:
Arredores de S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Em *Medicago maculata* Willd. (= *M. arabica* (L.) All.):
Pr. Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (6, 46 e 20).

126) ***Uromyces sublævis*** Tranzsch.

SIN.: *Uredo excavata* var. *Euphorbiæ-oleæfoliæ* DC.; *Uromyces lævis* Racib.; *Uromyces excavatus* DC. var. *sublævis* Tranzsch.; *Uromyces Kalmussi* Sacc.

Em *Euphorbia bœtica* Bss.:
Pr. Faro, leg. Welwitsch (25 e 46 sub *Uromyces Kalmusii*, 20 e 22).

127) ***Uromyces Terebinthi*** (DC.) Wint.

SIN.: *Uredo Terebinthi* DC.; *Cæoma Terebinthi* Link.; *Uredo Decaisneana* Lév.; *Pileolaria Terebinthi* Cast.; *Uredo Ceratoniæ* Celot.; *Uromyces Toxicodendri* Bark. et Rav.

Em *Pistacia Terebinthus* L.:
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42, 31, 46 e 20).
Mata do Machado, leg. Câmara Pestana (13, 30, 46 e 20).
Barca de Alva, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

128) ***Uromyces Trifolii*** (Hedw. f.) Lév.

SIN: *Puccinia Trifolii* Hedw. f.; *Uredo Fabæ* DC. var. *Trifolii* Albert. et. Schw.; *Uredo Trifolii* DC.; *Cæoma apiculatum* Schlecht., p. p.; *Uromyces Trifolii* Fuck., p. p.

Em *Trifolium* sp.:
Pr. Colares, leg. Daveau (26, 46 e 20).

Em *Trifolium incarnatum* L.:
Lisboa: Estação Agrária de Belém, leg. Branquinho de Oliveira (36).

Em *Trifolium pratense* L.:
Sintra, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Em *Trifolium repens* L.:
S. Fiel, leg. Zimmermann (39).

Em *Trifolium stellatum* L.:
Faro, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

129) ***Uromyces Trifolii-repentis*** (Cast.) Liro

SIN : *Æcidium Trifolii-repentis* Cast.; *Uromyces Trifolii* Fuck., p. p.

Em *Trifolium repens* L.:
Pôrto: Fonte de Monza, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

130) ***Uromyces verruculosus*** Schröt.

SIN: *Uredo Lychnidis* Schröt.; *Uromyces Schröteri* De Toni; *Uromyces Lychnidis* Lagerh.

Em *Lychnis alba* Mill. (= *Melandrium album* (Mill.) Garcke.):
Póvoa de Lanhoso: S. Genis de Calvo, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

## PHRAGMIDIUM Lk.

131) ***Phragmidium disciflorum*** (Tode) James

SIN.: *Ascophora disciflora* Tode; *Lycoperdon subcorticium* Schranck.; *Uredo Rosæ* Pers.; *Uredo miniata* Pers.; *Uredo Rosæ-centifoliæ* Pers.; *Puccinia mucronata* Pers. var. *Rosæ* Pers.; *Phragmidium mucronatum* Schlecht.; *Phragmidium incrassatum* Link var. *Rosarum* Rabenh.; *Coleosporium miniatum* Bon.; *Phragmidium Rosarum* Fuck.; *Phragmidium subcorticium* (Schr.) Wint.; *Cæoma Rosæ* Schlecht.; *Phragmidium Rosæ* (Pers.) Rostr.; *Phragmidium solidum* (Tode) Sacc. et Trav.

Em *Rosa* sp. (cult.):
Jardim Botânico de Coímbra, leg. Moller (32 sub *Phragmidium Rosarum*, 46 sub *Phragmidium solidum* e 20).
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Welwitsch (25 e 46 sub *Phragmidium solidum* e 20).
Todo o país, leg. V. de Almeida (2 sub *Phragmidium subcorticium*, 46 sub *Phragmidium solidum* e 20).
Lisboa, leg. Moniz da Maia (34 e 20).
Lisboa, leg. S. da Câmara (20).
Carnaxide, leg. Silva Rosa (20).

Algés, leg. Botelho de Gusmão (20).
Lisboa, leg. I. Borges, C. de Oliveira e J. Vicente Júnior (20).
Sintra: S. Pedro, leg. Guedes de Paiva (20 e 36).
Sintra: Pêna, leg. Oliveira Carvalho (20).
Pr. Tavira, leg. Pereira e Vasconcelos (20).
Pôrto: Quinta Amarela, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
Coimbra: Calhabé, leg. Glves. da Cunha (19).
Lisboa: Jardim do Liceu de Camões, leg. Glves. da Cunha (19).

Em *Rosa alba* L.:
Coimbra, leg. Mesnier (41, 42 e 31 sub *Coleosporium miniatum* e *Phragmidium Rosarum*, 46 sub *Phragmidium solidum* e 20).
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26 sub *Phragmidium subcorticium*, 46 sub *Phragmidium solidum* e 20).

Em *Rosa canica* L.:
Coimbra: Penedo da Saudade, leg. Mesnier (7 sub *Uredo Rosarum*, 46 sub *Phragmidium solidum* e 20).
Coimbra: Penedo da Saudade, leg. Mesnier (41 sub *Coleosporium miniatum*, 31 sub *Phragmidium Rosarum*, 46 sub *Phragmidium solidum* e 20).
S. Fiel, leg. Zimmermann (46 sub *Phragmidium solidum*, 39 e 20).
Alfeite, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Em *Rosa centifolia* L.
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26 sub *Phragmidium subcorticium*, 46 sub *Phragmidium solidum* e 20).

Em *Rosa sempervirens* L. (= *R. scandens* Brot.):
Coimbra: Fonte do Cidral, leg. Moller (28 sub *Phragmidium subcorticium*, 31 sub *Phragmidium Rosarum* 46 sub *Phragmidium solidum* e 20).

Esta espécie foi também distribuída nas «Espécies distribuidas pela Sociedade Broteriana» em 1902 (Caparide,

leg. Dr. P. Coutinho, em *Rosa* cult., sub *Phragmidium subcorticium*) e no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

### 132) *Phragmidium Rubi* (Pers.) Wint.

SIN.: *Puccinia mucronata* Pers. var. *Rubi* Pers.; *Uredo Rubi-fruticosi* Pers.; *Uredo Ruborum* DC.; *Cæoma Ruborum* Link; *Phragmidium incrassatum* Link var. *bulbosum* Link; *Phragmidium Rubi* (Pers.) Wint. var. *miniatum* Magn.; *Phragmidium Rubi* (Pers.) Wint. subsp. *microsorum* Sacc.; *Uredo bulbosa* Str.; *Phragmidium bulbosum* Schlecht.; *Phragmidium granulatum* Rabenh.

Em *Rubus* sp.:
Setúbal: Quinta do Almelão, leg. Torrend (45, 46 e 20).
Montemór-o-Velho: Olival de Santa Maria, leg. Glves. da Cunha e Glves. Sobrinho (17).

Em *Rubus Questierii* Lefèv. et Muell.:
Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).

Em *Rubus ulmifolius* Schott:
Monchique: Vale, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Em *Rubus ulmifolius* Schott subsp. *rusticanus* Merc. var. *contractus* (= *R. discolor* Wk.):
?, leg.? (9, 31, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto» sub *Melampsora* sp.

### 133) *Phragmidium Sanguisorbæ* (DC.) Schröt.

SIN.: *Puccinia Sanguisorbæ* DC.; *Cæoma Poterii* Schlecht.; *Cæoma Poterii* Link; *Aregma acuminatum* Fr.; *Phragmidium mucronatum* Wallr. var. *Sanguisorbæ* Wallr.; *Phragmidium Poterii* Fuck.; *Phragmidium apiculatum* Rabenh., p. p.; *Phragmidium articulatum* Berk. et Curt.

Em *Poterium Magnolii* Spach. (= *Sanguisorba minor* Scop. subsp. *Magnolii* Spach.):
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Em *Poterium Sanguisorba* L. (= *Sanguisorba minor* Scop.):
Coimbra, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Phragmidium apiculatum*, 46 e 20).
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26 sub *Phragmidium articulatum*, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. S. da Câmara (2, 46 e 20).
Coimbra, leg. Castro Guedes (4, 6, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida e S. da Câmara (34 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. João de Vasconcelos (38).
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Glves. da Cunha (17).
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

134) ***Phragmidium violaceum*** (Schultz) Wint.

SIN.: *Puccinia violacea* Schultz; *Phragmidium asperum* Wallr.

Em *Rubus* sp.:
Sintra, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).
Pr. Colares, leg. Carlos Luz (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Em *Rubus bifrons* Vent.:
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Rubus fruticosus* L.:
Coimbra: Cêrca de S. Bento, leg. Moller (42 sub *Phragmidium asperum*, 31, 46 e 20.)
Coimbra: Santa Clara, leg. Moller (43 sub *Phragmidium asperum*, 31, 46 e 20).
Serra do Gerez, leg. Moller (49, 24, 31, 44, 46 e 20).
Serra de Santa Comba, leg. Moller (49, 31, 46 e 20).

Em *Rubus Idæus* L.:
Pr. Régua, leg. O. Vecchi (2, 46 e 20).

Em *Rubus plicatus* Weihe et Nees var. *lusitanicus* Samp.:
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Rubus ulmifolius* Schott:

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Setúbal: Brancanes, leg. Dr. R. T. Palhinha (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1925).

Em *Rubus ulmifolius* Schott subsp. *rusticanus* Merc. var. *attenuatus* (= *R. amœnus* Port.).

Pr. Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2, 46 e 20).

Em *Rubus ulmifolius* Schott subsp. *rusticanus* Merc. var. *contractus* (= *R. discolor* Wk.):

Pr. Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

## **KÜHNEOLA** Magn.

### 135) ***Kühneola Fici*** (Cast.) Butler

SIN.: *Uredo Fici* Cast.; *Uredo Ficus* Cast.; *Uredo Citri* Cke.; *Uredo ficicola* Speg.; *Uredo citrina* De Tani; *Uredo Fici* Cast. var. *abyssinica* Henn.; *Uredo Trabutii* Pat.; *Uredo Ficus* Rav.?; *Uredo moricola* Henn.; *Physopella Fici* Arth.

Em *Ficus carica* L.:

Coimbra: Quinta dos Maias, leg. Moller (41 sub *Uredo Fici*, 31 e 46 sub *Uredo Ficus* e 20).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 sub *Uredo Fici*, 46 sub *Uredo Ficus* e 20).

Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

## **GYMNOSPORANGIUM** Hedw.

### 136) ***Gymnosporangium clavariæforme*** (Jacq.) DC.

SIN.: *Tremella clavariæformis* Jacq.; *Tremella ligularis* Bull.; *Tremella digitata* Vill.; *Æcidium Oxyacanthæ* Pers.; *Æcidium laceratum* Sow.; *Æcidium laceratum* DC.; *Podisoma clavariæforme* Duby; *Podisoma Juniperi-communis* Fr.; *Rœstelia lacerata* (Sow.) Fr.; *Centridium laceratum* (Sow.) Desm.; *Rœstelia carpophila* Bagnis; *Rœstelia lacerata* (Sow.) Fr. var. *Thaxter*; *Puccinia penicellata* Kze.; *Gymnosporangium Oxycedri* Bres.; *Æcidium clavariæforme* Arth.

Em *Cratægus monogyna* Jacq.:
Pinhão (Douro), leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Cratægus Oxyacantha* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936.

Em *Juniperus Oxycedrus* L.:
Setúbal: Quinta do Colégio de S. Francisco, leg. Torrend (11 sub *Gymnosporangium Oxycedrum* n. sp., 45, 46 e 20 sub *Gymnosporangium Oxycedri*).

González Fragoso, no seu trabalho sôbre as Uredíneas da Flora Ibérica (Madrid, 1924-1925) não considera o *Gymnosporangium Oxycedri* descrito por Bresadola (num exemplar colhido por Torrend em Setúbal) uma espécie distinta do *Gymnosporangium clavariæforme* (Jacq.) DC., como aliás o fez no seu trabalho anterior sôbre a distribuïção geográfica das Uredíneas de Portugal, Espanha e Ilhas Baleares (Madrid, 1918). Seguiremos González Fragoso e citaremos portanto aqui o exemplar de Torrend.

137) ***Gymnosporangium clavipes*** Cooke et Peck.

SIN.: *Tremella mesenteriformis* Brot.; *Gymnosporangium fuscum* Gasp.

Em *Juniperus phœnicea* L.:
Extremadura e Beira, leg. Brotero (12 sub *Tremella mesenteriformis*, 31 sub *Gymnosporangium Juniperinum* (L.) Vill., 46 e 20).

Segundo González Fragoso (Madrid, 1924-1925), as citações de Brotero sub *Tremella mesenteriformis* e de Thümen devem ser ligadas ao *Gymnosporangium sabinæ* (Dicks.) Wint. ou ao *Gymnosporangium clavariæforme* (Jacq.) DC. e não ao *Gymnosporangium clavipes* Cooke et Peck.

138) ***Gymnosporangium confusum*** Plowr.

SIN.: *Æcidium Mespili* DC.; *Æcidium Cydoniæ* Lenorm.; *Rœstelia Mespili* Belly.; *Centridium laceratum* (Sow.) Desm. var. *Mespili* Fr.; *Æcidium cotoneasteris* Körn.; *Ræstelia Cydoniæ* Thüm.; *Tremella Mespili* Arth.; *Gymnos-*

*porangium Mespili* Körn.; *Gymnosporangium confusum* (Plowr.) Tranzsch.; *Gymnosporangium Oxycedri* Bres.; *Gymnosporangium Sabinæ* (Dickss.) Wint. f. *Mespili* Erikss.

Em *Cratægus monogyna* Jacq.:
Setúbal: Pr. Convento de S. Paulo, leg. Torrend (45, 46 e 20).

Em *Cratægus Oxyacantha* L.:
Setúbal, leg. Glves. Sobrinho (17).

Em *Pirus Cydonia* L. (= *Cydonia oblonga* Mill.):
Setúbal, leg. Glves. Sobrinho (17).

139) ***Gymnosporangium Juniperinum*** (L.) Mart.

SIN.: *Tremella Juniperina* L.; *Æcidium penicellatum* Pers.; *Æcidium Mali* Schum.; *Cæoma penicellatum* (Pers.) Schlecht.; *Centridium Ariæ* Desm.; *Rœstelia penicellata* (Pers.) Fr.; *Ceratitium penicellatum* (Pers.) Rabenh.; *Æcidium cornutum* Gmel.; *Rœstelia cornuta* Tulesne; *Podisoma Juniperinum* Link; *Gymnosporangium tremelloides* Hart.

Em *Amelanchier vulgaris* Moench. (= *Aronia rotundifolia* Pers.):
Serra do Gerez: Borrageiro, leg. Moller (48, 24, 44, 31, 46 e 20).

Em *Pirus Aucuparia* (L.) Ehrh. (= *Sorbus Aucuparia* L.):
Serra da Estrêla, leg. Welwitsch (7 sub *Æcidium cornutum* e *Podisoma Juniperinum*, 46 e 20).
Serra do Gerez: Prêsa, leg. Moller (48, 24, 44, 31, 46 e 20).
Serra da Estrêla: Cântaros, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).
Serra da Estrêla, leg. Zimmermann (39, 30, 46 e 20).
Serra da Estrêla, leg. Melo Geraldes (4, 46 e 20).
Serra do Gerez, leg. S. da Câmara (34 e 20).
Serra da Estrêla: entre a estrada dos Covões e Nave da Barca, leg. Dr. J. J. Barros (19).

## MELAMPSORACEÆ

### **MELAMPSORA** Cast.

140) ***Melampsora Allii-populina*** Kleb.

SIN.: *Cæoma Allii-ursini* Wint., p. p.; *Uredo Allii-populina* Arth., p. p.; *Melampsora populina* (Jacq.) Lév., p. p.

Em *Populus nigra* L.:
Foz do Douro, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

141) ***Melampsora Euphorbiæ-Gerardianæ*** W. Müll.

SIN.: *Melampsora Euphorbiæ* (Schub.) Cast., p. p.; *Melampsora Helioscopiæ* (Pers.) W. Müll., p. p.

Em *Euphorbia amygdaloides* L.:
Entre Picota e Monchique, leg. Glves. da Cunha (17).

Em *Euphorbia rupicola* Bss.:
Monchique, leg. Dr. R. T. Palhinha (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924 e 22).
Monchique: Picota, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

142) ***Melampsora Evonymi-Caprearum*** Kleb.

SIN.: *Æcidium Evonymi* Gm.; *Uredo Evonymi* Mart.; *Cæoma Ribesii* Link, p. p.; *Cæoma Evonymi* Schröt.; *Melampsora Evonymi-incanæ* O. Schn.; *Uredo Evonymi-Caprearum* Arth.

Esta espécie foi distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto» sub *Melampsora Salicis-Capreæ* (Pers.) Wint. (cit. 46 e 20).

143) ***Melampsora Gelmi*** Bres.

SIN.: *Melampsora Euphorbiæ* (Schub.) Cast., p. p.; *Melampsora Helioscopiæ* (Pers.) W. Müll., p. p.

Em *Euphorbia Characeas* L.:
Coimbra: Arregaça, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Melampsora Euphorbiæ*, 46 sub *Melampsora Helioscopiæ* e 20).

144) ***Melampsora Helioscopiæ*** (Pers.) Wint.

SIN.: *Uredo Euphorbiæ-Helioscopiæ* Pers.; *Uredo Helioscopiæ* Pers.; *Uredo Helioscopiæ* Schum.; *Uredo punctata* DC.; *Uredo Helioscopiæ* DC.; *Uredo polymorpha* Str. var. *Euphorbiæ* Str.; *Cæoma punctosum* Link, p. p.; *Erysibe Helioscopiæ* Wallr., p. p.; *Melampsora Euphorbiæ* (Schub.) Cast., p. p.; *Lecythea Euphorbiæ* Lév.

Em *Euphorbia* sp.:

Lisboa, leg. Welwitsch (7 sub *Lecythea Euphorbiæ*, 46 e 20).

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Pr. Trafaria, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Pr. Silves, leg. V. de Almeida e S. da Câmara (talvez em *Euphorbia Helioscopia* L.) (6, 46 e 20).

Em *Euphorbia falcata* L.:

Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2, 46 e 20).

Em *Euphorbia helioscopia* L.:

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Trafaria, leg. Welwitsch (22, 46 e 20).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. O. Vecchi (2, 46 e 20).

S. Braz de Alportel: Poço de Ferreiros, leg. Glves. da Cunha (17).

Em *Euphorbia Peplus* L.:

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Glves. da Cunha (17 sub *Melampsora Euphorbiæ-Pepli* W. Mull.).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Em *Euphorbia pterococca* Brot.:

Lisboa: pr. Alcântara, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).

Em *Euphorbia rupicola* Bss.:

Pr. Ruderas, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).

Esta espécie foi distribuída nas «Especies distribuidas pela Sociedade Broteriana» em 1902 (Caparide, leg. Dr. P. Coutinho, em *Euphorbia falcata* L.), na «Flora Lusitanica Exsiccata», C. XVIII, 1904 (mesma localidade, mesmo colector e mesmo hospedeiro) e no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

### 145) ***Melampsora Hypericorum*** (DC.) Wint.

SIN.: *Uredo Hypericorum* DC.; *Uredo Androsæmi* DC.; *Cæoma Hypericorum* Schlecht.; *Cæoma Hypericorum* Link; *Erysibe Hypericorum* Wallr.; *Pucciniastrum Hypericorum* Karst.; *Cæoma Androsæmi* Alm. et Câm.,

p. p.; *Uredo (Melampsora?) Hyperici-humifusi* Kleb.; *Melampsora Hypericorum* (DC.) Schröt.

Em *Hypericum perforatum* L.:
Coimbra, leg. Moller (28, 46 e 20).

Esta espécie foi distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

### 146) ***Melampsora Larici-epitea*** Kleb.

SIN.: *Uredo orbicularis* Mart.; *Uredo epitea* Kze. et Schum., p. p.; *Cæoma epiteon* Schlecht.; *Cæoma epiteum* Link; *Erysibe epitea* Wallr.; *Epitea vulgaris* Fr.; *Cæoma Laricis* Hart.; *Melampsora epitea* (Kze. et Schum.) Thüm.; *Melampsora Larici-daphnoides* Kleb.

Em *Salix fragilis* L. var. *decipiens* (Hoffgg.) Koch.:
Pr. Colares, leg. S. da Câmara (35 e 22).
Pr. Venda Sêca, leg. Canas Mendes (35 e 22).
Pr. Sacavem, leg. S. da Câmara (35 e 22).

### 147) ***Melampsora Larici-populina*** Kleb.

SIN.: *Cæoma Allii-ursini* Wint., p. p.; *Uredo Allii-populina* Arth.; *Melampsora populina* (Jacq.) Lév., p. p.

Em *Populus alba* L.:
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42, 31, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).
Coimbra, leg. Moller (48, 31, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).
Coimbra, leg. Moller (32, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).
Larangeiras: Quinta das Palmeiras (Lisboa), leg. Glves. da Cunha (19).

Em *Populus alba* L. × *P. tremula* Krause (= *P. canescens* Sm.):
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (4, 6, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (33 sub *Melampsora populina*).

Em *Populus monilifera* Ait. (= *P. canadensis* Burgsdf.):
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42, 31, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).

Em *Populus nigra* L.:

Pr. Ponta Delgada (Açores), leg. J. Canavarro (2, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).

Cruz Quebrada, leg. S. da Câmara (2, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).

Pr. Oeiras, leg. O. Vecchi (2, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).

Sintra, leg. S. da Câmara (36).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. S. da Câmara (36).

?, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (22).

Colares, leg. S. da Câmara (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Em *Populus pyramidalis* Salisb. (= *P. nigra* L. var. *italica* Duroi).

Pr. Colares, leg. S. da Câmara (33).

Pr. Colares, leg. S. da Câmara (34).

Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

Em *Populus virginiana* Fouger.:

Coimbra: Choupal, leg. Moller (43, 31, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).

### 148) ***Melampsora Lini*** (Pers.) Cast.

SIN.: *Uredo miniata* Pers. var. *Lini* Pers.; *Uredo Lini* Schum.; *Uredo Lini* DC.; *Cæoma Lini* Link; *Xyloma Lini* Ehrb.; *Erysibe Lini* Wallr.; *Podosporium Lini* Lév.; *Podocystis Lini* Fr.; *Melampsora Lini* Desm.; *Melampsora Lini* (Ehrb.) Lév.

Em *Linum* sp. (talvez *Linum gallicum* L.):

Pr. Carvalhais (Mirandela), leg. J. de Vasconcelos (38).

Em *Linum angustifolium* Huds.:

Colares, leg. Glves. da Cunha (16 e 17).

Arredores de Setúbal, leg. Glves. Sobrinho (16 e 17).

Bombarral, leg. Glves. da Cunha (18).

Em *Linum usitatissimum* L.:

Saboia: Palhota, leg. Glves. da Cunha (16 e 17).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

### 149) ***Melampsora Magnusiana*** Wagn.

SIN.: *Cæoma Fumariæ* Link; *Cæoma allochroum* Link; *Melampsora Tremulæ* Tul., p. p.; *Æcidium Chelidonii* Dietr.; *Uredo Fumariæ* Rabenh.; *Cæoma Chelidonii* Magn.; *Melampsora Klebahni* Bub.; *Melampsora Chelidonii-Tremulæ* Kleb.; *Uredo Magnusiana* Arth.

Em *Populus tremula* L.:
Coimbra: Choupal, leg. Moller (43, 31, 46 e 20 sub *Melampsora Tremulæ*).

### 150) ***Melampsora pulcherrima*** (Bub.) Maire

SIN.: *Melampsora Rostrupi* Wagn., p. p.; *Cæoma pulcherrimum* Bub.; *Cæoma mercurialis* Link, p. p.

Em *Populus alba* L.:
Barca de Alva, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

### 151) ***Melampsora Ribesii-purpureæ*** Kleb.

SIN.: *Uredo confluens* Pers., p. p.; *Uredo circinalis* Str. var. *Ribis* Str.; *Cæoma mixtum* Link; *Uredo mixta* Schlecht.; *Cæoma mixtum* Schlecht.; *Cæoma Ribesii* Link, p. p.; *Erysibe mixta* Wallr.; *Epitea mixta* Fr.; *Melampsora mixta* Thüm., p. p.; *Cæoma Ribis-alpina* Wint., p. p.; *Cæoma confluens* Schröt.; *Melampsora mixta* (Schlecht.) Schröt.; *Melampsora Ribesii-auritæ* Kleb.; *Melampsora Ribesii-grandifoliæ* Schneid.; *Uredo Ribesii-purpureæ* Arth.; *Melampsora Ribesii-Salicum* Bub.; *Melampsora Ribesii-epites* Kleb., p. p.

Em *Salix cinerea* L. var. *atro-cinerea* (Brot.) Samp. (= *S. atro-cinerea* Brot.):
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

### 152) ***Melampsora Rostrupii*** Wagn.

SIN.: *Uredo Mercurialis* Mart.; *Cæoma confluens* Schlecht.; *Cæoma Mercurialis* Link, p. p.; *Erysibe confluens* Wallr.; *Cæoma Mercurialis-perennis* Wint.; *Melampsora æcidioides* (DC.) Schröt., p. p.; *Melampsora Tremulæ* Tul., p. p.; *Uredo confluens* Pers. var. *Mercurialis-perennis* Pers.; *Melampsora Mercurialis-Tremulæ* Kleb.; *Uredo circinalis* Str. var. *Mercurialis* Str.

Em *Populus alba* L.:

Jardim Zoológico de Lisboa, leg. Lagerheim (26 e 46 sub *Melampsora æcidioides* e 20).

153) ***Melampsora Salicis-albæ*** Kleb.

SIN.: *Uredo vitellina* DC.; *Uredo epitea* Kze. et Shum.; *Melampsora Vitellina* (DC.) Thüm., p. p.; *Melampsora epitea* (Kze. et Schum.) Thüm., p. p.; *Melampsora Castagnei* Thüm., p. p.; *Cæoma Allii-ursini* Wint., p. p.; *Melampsora Allii-Salicis-albæ* Kleb.; *Uredo Allii-Salicis-albæ* Arth.

Em *Salix* sp.:

?, leg. Welwitsch (7 sub *Uredo Lecythea* Auct., 46 sub *Melampsora Ribesii-viminalis* Kleb. e 20 sub *Melampsora Allii-Salicis-albæ*).

Alcântara, leg. Welwitsch (26 e 46 sub *Melampsora Vitellina* e 20 sub *Melampsora Allii-Salicis-albæ*).

Em *Salix alba* L. var. *vitellina* L. (= *S. vitellina* L.):

Mondego, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Melampsora Salicina* Tul., 46 sub *Melampsora Vitellina* e 20 sub *Melampsora Allii-Salicis-albæ*).

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

## **MELAMPSORELLA** Schröt.

154) ***Melampsorella Carxophyllacearum*** (Link) Schröt.

SIN.: *Uredo pustulata* Pers. var. *Cerastii* Pers.; *Æcidium elatinum* Alb. et Schw.; *Uredo pustulata* Pers. var. *Cerastiorum* DC.; *Cæoma Stellariæ* Link; *Uredo Cerastii* Mart.; *Peridermium elatinum* Schum. et Kze.; *Cæoma Cerastii* Schlecht.; *Cæoma Caryophyllacearum* Link; *Cæoma elatinum* Link; *Uredo elatina* Spreng.; *Uredo pustulata* Pers. var. *Caryophyllacearum* Duby; *Uredo Caryophyllacearum* Johnst.; *Erysibe pustulata* Wallr., var. *Caryophyllacearum* Wallr.; *Uredo Caryophyllacearum* Ung.; *Melampsorella Cerastii* (Pers.) Schröt.; *Melampsorella Cerastii* Wint.; *Melampsora Cerastii* Wint.; *Exobasidium Stellariæ* Syd.; *Melampsorella elatina* Arth.

Em *Cerastium* sp.:

S. Fiel, leg. Torrend (20 sub *Melampsora Cerastii* (Pers.) Schröt.).

Esta espécie foi também distribuída na «Exsiccata» organizada por Torrend.

## PUCCINIASTRUM Otth.

### 155) *Pucciniastrum Agrimoniœ* (Schw.) Tranzsch.

SIN.: *Uredo Potentillarum* DC. var. *Agrimoniæ-Eupatoriæ* DC.; *Cæoma (Uredo) Agrimoniæ* Schw.; *Coleosporium ochraceum* Bon.; *Uredo Agrimoniæ-Eupatorii* Wint.; *Uredo Agrimoniæ* Schröt.; *Thecopsora Agrimoniæ* Diet.; *Pucciniastrum Agrimoniæ-Eupatoriæ* Lagerh.; *Pucciniastrum Agrimoniæ--Eupatoriæ* (DC.) Tranzsch.; *Pucciniastrum Agrimoniæ* Lagerh.; *Pucciniastrum ochraceum* Lind.; *Uredo Agrimoniæ-Eupatoriæ* DC.

Em *Agrimonia Eupatoria* L.:
Pr. Coimbra, leg. Mesnier (41 sub *Coleosporium ochraceum*, 31 sub *Uredo Agrimoniæ-Eupatoriæ*, 46 e 20 sub *Pucciniastrum Agrimoniæ-Eupatoriæ*).

## THECOPSORA Magn.

### 156) *Thecopsora sparsa* (Wint.) Fisch.

SIN.: *Melampsora sparsa* Wint.; *Uredo (Melampsora) Arbuti* Diet. et Holw.; *Pucciniastrum Arbuti* Diet. et Holw.; *Uredo Copelandi* Syd.; *Pucciniastrum sparsum* Fisch.

Em *Arbutus Unedo* L.:
Monchique: Picota, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Em *Ilex Aquifolium* L.:
Monchique: Picota, leg. Dr. R. T. Palhinha (18) (1).

# CRONARTIACEÆ

## CHRYSOMYXA Ung.

### 157) *Chrysomyxa Rhododendri* (DC.) De Bary

SIN.: *Æcidium Abietinum* Alb. et Schw.; *Uredo Rhododendri* DC.; *Cæoma Rhododendri* Link; *Cæoma piceatum* Link; *Coleosporium Rhododendri* Schröt.

---

(1) Fizémos esta citação com reserva, visto que não conhecemos citação alguma de Uredínea em *Ilex Aquifolium* L. A Uredínea encontrada é no entanto do tipo da *Thecopsora sparsa* (Wint.) Fisch., pelo que a citámos.

Em *Rhododendron ponticum* L. var. *bæticum* Bss. et Reut.:
Monchique: Picota e Vale, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

## CRONARTIUM Fr.

### 158) *Cronartium flaccidum* (Alb. et Schw.) Wint.

SIN.: *Sphæria flaccida* Alb. et Schw.; *Erineum Asclepiadeum* Willd.; *Cronartium Asclepiadeum* (Willd.) Fr.; *Cronartium Pæoniæ* Tul.; *Cronartium Verbenæ* Dietr.; *Cronartium Balsaminæ* Niessl.; *Æcidium Pæoniæ* Wallr.; *Uredo Pæoniæ* Cast.; *Cronartium Pæoniæ* Cast.; *Uredo Pæoniarum* Desm.; *Peridermium Pini* Willd. var. *corticola* Auct.; *Peridermium Cornui* Kleb.; *Cronartium Pedicularis* Lindr.

Em *Pæonia* sp.:
Mondim de Basto, leg. Bernardo de Matos (33 e 20).

Em *Pæonia albiflora* Pall. (= *P. edulis* Salisb.):
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (43, 31 e 20 sub *Cronartium Asclepiadeum* e 46).

Em *Pæonia corallina* Retz.:
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42 sub *Cronartium Pæoniæ*, 20 e 46 sub *Cronartium Asclepiadeum* e 31).

Em *Pæonia corallina* Retz. (= *P. mascula* Desf.) subsp. *Broteri* Bss. et Reut. (= *P. Broteri* Bss. et Reut.):
Alqueives de Eiras, leg. Moller (48, 31, 46 e 20 sub *Cronartium Asclepiadeum*).
Monchique: Vale, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Em *Pæonia Moutan* Sims. (= *P. arborea* Donn.):
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (20 sub *Cronartium Asclepiadeum* e 46).

Em *Pinus Pinaster* Sol. (= *P. maritima* Lam.):
Figueira da Foz, leg. Alberto Rei (36).

Em *Vincetoxicum nigrum* Moench. (= *Cynanchum nigrum* Pers.):
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (27 sub *Cronartium Vincetoxici*, 41, 31, 46 e 20 sub *Cronartium Asclepiadeum*).

Em *Vincetoxicum officinale* Moench. (= *Cynanchum Vincetoxicum* Pers.):
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42 sub *Cronartium Pæoniæ*, 20 sub *Cronartium Asclepiadeum*, 31 e 46).
Caldas do Gerez, leg. Moller (41, 31, 24, 49, 46 e 20 sub *Cronartium Asclepiadeum*).

Em *Vincetoxicum purpurascens* Morr. et Dcene.:
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42 sub *Cronartium Pæoniæ*, 20 sub *Cronartium Asclepiadeum*, 31 e 46).

Esta espécie foi também distribuída na «Flora Lusitanica Exsiccata», C. XIII, 1893 (Arredores de Coimbra: Eiras, leg. Moller, em *Pæonia corallina* Retz. subsp. *Broteri* Bss. et Reut. (= *P. Broteri* Bss. et Reut.), nas «Especies distribuidas pela Sociedade Broteriana» em 1896 (Arredores de Coimbra: Alqueives de Eiras, leg. J. Mendes Pinheiro, em *Pæonia corallina* Retz. subsp. *Broteri* Bss. et Reut. (= *P. Broteri* Bss. et Reut.) e no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

### 159) ***Cronartium Quercuum*** (Brond.) Miyabe

SIN.: *Uredo Quercus* Brond.; *Uredo Ilices* Cast.; *Peridermium cerebrum* Peck.; *Melampsora Quercus* Schröt.; *Uredo Quercus-myrsinifoliæ* Henn.; *Cronartium Asclepiadeum* (Willd.) Fr. var. *Quercuum* Berk.; *Peridermium Harknessii* Moore; *Peridermium fusiforme* Arth. et Kern.; *Peridermium globosum* Arth. et Kern.; *Cronartium Quercus* Arth.

Em *Quercus* sp.:
Alfeite, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Em *Quercus humilis* Lam.:
Monchique: Picota, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).
S. Braz de Alportel, leg. Glves. da Cunha (18).

Em *Quercus lusitanica* Lam.:
Pr. Coimbra: Eiras, leg. Moller (26 sub *Uredo Quercus*, 46 e 20).
Monchique: Vale e Brejo, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Em *Quercus Robur* L. (= *Q. pedunculata* Ehrn.):
Porto, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

## ZAGHOUANIACEÆ

### **ZAGHOUANIA** Pat.

#### 160) ***Zaghouania Phillyreæ*** (DC.) Pat.

SIN.: *Æcidium Phillyreæ* DC.; *Cæoma Phillyreatum* Link; *Æcidium elongatum* var. *Phillyreæ* Rabenh.; *Uredo Phillyreæ* Cast.; *Ceratitium coarctatum* Rabenh.; *Æcidium crassum* Pers. var. *Phillyreæ* Cke.; *Cæoma Phillyreæ* Cke.; *Cæoma Phillyreæ* Thüm. et Bagn.

Em *Phillyrea angustifolia* L.:
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Em *Phillyrea latifolia* L.:
S. Fiel, leg. Torrend (45, 46 e 20).

Em *Phillyrea media* L.:
S. Fiel, leg. Torrend (45, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída na «Exsiccata» organizada por Torrend (em *Phillyrea media* L.).

## COLEOSPORIACEÆ

### **COLEOSPORIUM** Lév.

#### 161) ***Coleosporium Campanulæ*** (Pers.) Lév.

SIN.: *Uredo Campanulæ* Pers.; *Uredo Rubigo* DC. var. *Campanularum* DC.; *Coleosporium Moratti* Har. et Pat.; *Uredo tremulosæ* Str. var. *Campanulæ* Str.; *Uredo Campanulæ* Mart.; *Cæoma Campanulæ* Schlecht.; *Cæoma Campanularum* Link; *Cæoma crustaceum* Link; *Uredo crustacea* Berk.; *Uredo Campanularum* Rabenh.; *Cæoma Campanulacearum* Fr.; *Uredo Lobeliacearum* Rabenh.; *Coleosporium Phyteumatis* Otth.; *Peridermium Rostrupii* Fisch.; *Peridermium Kormahlii* Wagn.; *Coleosporium Campanulæ-macranthæ* Wagn.; *Coleosporium Campanulæ-patulæ* Wagn.

Em *Campanula Loeflingii* Brot. (= *C. lusitanica* L.):
Vila Real de Trás-os-Montes, leg. Daveau (26, 46 e 20).
Pr. Santo Tirso, leg. J. de Vasconcelos (38).

### 162) ***Coleosporium Euphrasiæ*** (Schum.) Wint.

SIN.: *Uredo Euphrasiæ* Schum.; *Uredo Rhinanthacearum* DC.; *Cæoma Rhinanthacearum* Link; *Coleosporium Rhinanthacearum* Lév.; *Peridermium Stahlii* Kleb.

Em *Bartsia Trixago* L. (= *Bellardia Trixago* All. = *Trixago apula* Stev.):
Pr. Farol do Cabo de S. Vicente, leg. Welwitsch (26, 46 e 20).

Em *Bartsia viscosa* L. (= *Parentucellia viscosa* Car. = *Lasiopera viscosa* Hoffgg. et Lk. = *Euphrasia viscosa* Bth.):
Pôrto, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

### 163) ***Coleosporium Inulæ*** (Kze.) Fisch.

SIN.: *Uredo Inulæ* Kze.; *Coleosporium Sonchi* (Pers.) Lév.; *Coleosporium Inulæ* Rabenh.; *Uredo Inulæ* Dietr.; *Uredo Inulæ* Fuck.; *Coleosporium Inulæ* Fuck.; *Peridermium Klebahni* Fisch.

Em *Inula viscosa* (L.) Ait.:
Coimbra, leg. Mesnier (27, 41, 31, 46 e 20).
Pr. Cacilhas, leg. Lagerheim (26 e 46 sub *Coleosporium Sonchi* e 20).
Pr. Pampilhosa, leg. Lagerheim (26 e 46 sub *Coleosporium Sonchi* e 20).
Pr. Trafaria, leg. Lagerheim (26 e 46 sub *Coleosporium Sonchi* e 20).
Pr. Alcântara, leg. Lagerheim (26 e 46 sub *Coleosporium Sonchi* e 20).
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26 e 46 sub *Coleosporium Sonchi* e 20).
Colares, leg. S. da Câmara (34 sub *Coleosporium Sonchi* e 20).

Colares, leg. Branquinho de Oliveira (36).
Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

Em ?:
?, leg.? (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936) (1).

### 164) *Coleosporium Senecionis* (Pers.) Fr.

SIN.: *Uredo farinosa* Pers. var. *Senecionis* Pers.; *Æcidium Pini* Pers.; *Uredo Senecionis* Schum.; *Uredo Senecionis* DC.; *Uredo Senecionis* Mart.; *Cæoma Senecionis* Schlecht.; *Cæoma Senecionis* Link; *Cæoma Pineum* Link var. *acicola* Link; *Uredo Pini* Spreng.; *Erysibe Senecionis* Wallr.; *Lycoperdon Pini* Willd.; *Peridermium Pini* Wallr. var. *acicola* Wallr.; *Uredo fulva* Schum. var. *Senecionum* Rabenh.; *Trichobasis Senecionis* Berk.; *Coleosporium Senecionum* (Rabenh.) Fuck.; *Peridermium oblongisporum* Fuck.; *Peridermium Wolffii* Rostr.; *Coleosporium subalpinum* Wagn.; *Peridermium Kriegerii* Wagn.; *Peridermium acicola* Rabenh.

Em *Pinus* sp.:
Lisboa: Jardim da Estrêla, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Em *Pinus Pinaster* Sol. (= *P. maritima* Lam.):
Mata Nacional de Leiria, leg. S. da Câmara (36).
Mata do Machado, leg. Câmara Pestana (13 sub *Peridermium oblongisporum* 46 e 20).

Em *Senecio* sp.:
Pr. Trafaria, leg. Daveau (26 sub *Coleosporium Pini* Lagerh., 46 e 20).

Em diversas espécies de *Senecio*, especialmente *S. vulgaris* L.:
Arredores de Setúbal, leg. Torrend (45, 46 e 20).

Em *Senecio (Cineraria) cruentus* DC.:
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (32 e 46 sub *Coleosporium Sonchi* (Pers.) Lév. e 20).

---

(1) O prof. Souza da Câmara não indica no seu trabalho nada àcêrca do hospedeiro, colector, data e local da colheita, certamente por lapso ou por erro de impressão.

Em *Senecio gallicus* Chaix.:
Pr. Seixal, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Em *Senecio prælatum* Bert. var. *foliosum* (Salzm.):
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Em *Senecio scandens* Buch.-Ham.:
Sintra, leg. Castro Guedes (4, 6, 46 e 20).

Em *Senecio vulgaris* L.:
Coimbra, leg. Moller (42, 31, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).
Pr. Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2, 46 e 20).
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Branquinho de Oliveira (36).
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).
Cascais, leg. J. de Vasconcelos (36).
Monchique, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).
Amadora: Serra de Vila Chã, leg.? (19).
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Porto».

### 165) ***Coleosporium Sonchi*** (Pers.) Lév.

SIN.: *Uredo Sonchi-arvensis* Pers.; *Uredo Sonchi* Schum.; *Uredo fulva* Schum.; *Uredo tuberculosa* Schum.; *Uredo Rubigo* DC. var. *Sonchi-arvensis* DC.; *Uredo Sonchi* DC.; *Uredo Sonchi* Mart.; *Coleosporium Synanthearum* Fr.; *Cæoma compransor* Link, p. p.; *Erannium aureum* Bonn., p. p.; *Erannium aurantiacum* Bonn., p. p.; *Coleosporium aureum* Bonn., p. p.; *Coleosporium Sonchi-arvensis* (Pers.) Wint., p. p.; *Peridermium Fischeri* Kleb.

Em *Sonchus arvensis* L.:
Setúbal: Quinta do Colégio de S. Francisco, leg. Torrend (45, 46 e 20).

Em *Sonchus oleraceus* L.:
Coimbra, leg. Mesnier (41, 31, 46 e 20).
Setúbal: Quinta do Colégio de S. Francisco, leg. Torrend (45 sub *Coleosporium Sonchi-arvensis*, 46 e 20).

## UREDINACEÆ IMPERFECTÆ

### **UREDO** Pers.

#### 166) ***Uredo pallens*** Sacc.

Em *Vasconcellia hastata* (*Vasconcellosia hastata* Car.?):
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (31 sub *Uredo (Lecythea) pallens* sp. nov., 46, 20 e 22).

Segundo González Fragoso êste *Uredo* pertence a uma *Melampsora* do tipo da *Melampsora Salicis-Capreæ* (Pers.) Wint. *(sensu latu)*.

#### 167) ***Uredo Ricini*** Biv.-Bern.

SIN.: *Cæoma Ricini* Schlecht.; *Melampsora Ricini* Passer.; *Melampsorella Ricini* De Toni.

Em *Ricinus communis* L. (= *R. spectabilis* Blume):
Lisboa, leg. Welwitsch (7 sub *Physoma* pro *Physonema Ricini*, 31 sub *Cæoma Ricini*, 46 sub *Melampsora Ricini* e 20).
Coimbra, leg. Mesnier (27, 41 e 31 sub *Cæoma Ricini*, 46 sub *Melampsorella Ricini* e 20).
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42 e 31 sub *Cæoma Ricini*, 46 sub *Melampsorella Ricini* e 20).
Coimbra: Cêrca de S. Bento, leg. Moller (28 e 46 sub *Melampsorella Ricini*, 31 sub *Cæoma Ricini* e 20).
Lisboa: Jardim Botânico da Ajuda, leg. Welwitsch (25 sub *Cæoma Ricini*, 46 sub *Melampsorella Ricini* e 20).
Lisboa, leg. A. de Mendonça (2 e 46 sub *Melampsorella Ricini* e 20).

Arcais da Cruz Quebrada, leg. Dr. R. T. Palhinha (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).
Troia, leg. Glves. Sobrinho (1).

## ÆCIDIUM (Hill.) Pers.

### 168) *Æcidium Asperifolii* Thüm.

SIN.: *Æcidium Echii* Thüm.

Em *Echium lusitanicum* L.:
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39 e 46 sub *Æcidium Echii*, 20 e 22).

Segundo González Fragoso êste *Æcidium* deve pertencer à *Puccinia dispersa* Erikss. et Henn. ou à *Puccinia Symphyti-Bromorum* Müller.

### 169) *Æcidium Compositarum* Mart.

Em *Leontodon tuberosus* L. (= *Thrincia tuberosa* DC. = *T. grumosa* Brot.):
Lisboa: Tapada da Ajuda, leg. Welwitsch (25, 20 e 22).

### 170) *Æcidium dubiosum* Syd.

SIN.: *Æcidium Senecionis* Desm. f. *Senecionis quinquelobi* Thüm.

Em *Senecio mikanioides* Ott.:
Sintra: Parque da Pêna, leg. Alfaro Cardoso (36).

### 171) *Æcidium Fœniculi* Cast.

SIN.: *Æcidium ferulæ* Rouss. et Dur.; *Æcidium Umbelliferarum* Boy. et Jacz.

Em *Fœniculum vulgare* Mill.:
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

---

(1) Êstes exemplares de fôlhas de *Ricinus communis* L., atacados por esta Uredínea, foram-nos comunicados pelo nosso colega Gonçalves Sobrinho, durante a impressão dêste trabalho. Foram colhidos em Julho do ano corrente.

### 172) *Æcidium Montagnei* Gz. Frag.

SIN.: *Æcidium Compositarum* Mart. var. *Bellidis* DR. et Mont.; *Æcidium Bellidis-sylvestris* Sacc.; *Puccinia obscura* Schröt., p. p.

Em *Bellis sylvestris* (L.) Cyr.:
Serra de Monsanto, leg. Welwitsch (25 sub *Æcidium Compositarum*, 46, 20 e 22).
Sintra, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Bellidis* Lagerh. 46, 20 e 22).
Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21 e 22).

Segundo as opiniões de R. Maire e de González Fragoso, êste *Æcidium* deve pertencer à *Puccinia obscura* Schröt.

### 173) *Æcidium Pœoniæ* Korn.

Em *Pæonia* sp. (cult.):
Sintra: Parque da Pêna, leg. Alfaro Cardoso (36).

### 174) *Æcidium Patersii* Berk. et Curt.

Em *Viola odorata* L.:
Pr. Covilhã, leg. Melo Geraldes (4, 30, 46, 20 e 22).

Segundo González Fragoso esta citação deve ser referida à *Puccinia Violæ* (Schum.) DC. ou à *Puccinia depauperans* (Vize) Syd.

### 175) *Æcidium Ranunculacearum* DC.

Em *Ranunculus* sp.:
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

### 176) *Æcidium Umbilici* Trott.

Em *Cotyledon lusitanica* Lam. (= *Umbilicus erectus* DC.):
Serra da Guardunha, leg. Torrend (20).

Em *Cotyledon Umbilicus* L. (= *Umbilicus pendulinus* DC.):
S. Fiel, leg. Zimmermann (47 n. sp., 46 e 20).
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).
S. Fiel, leg. Torrend (20).

Segundo González Fragoso, as citações dêste *Æcidium* não podem ser referidas à *Puccinia Umbilici* Guep.

### 177) ***Æcidium Valerianellæ*** Biv.-Bern.

SIN.: *Æcidium Fediæ* Bergam.; *Æcidium Fediæ-olitoriæ* Bals. et De Toni; *Æcidium Velenowskyi* Bub.; *Æcidium Valerianearum* Auct., p. p.

Em *Valeriana* sp.:
Pr. Linda-a-Pastora, leg. Welwitsch (25, 46, 20 e 22).

Segundo González Fragoso, a citação dêste *Æcidium* em Portugal deve ser referida ao *Uromyces Valerianæ* (Schum.) Fuck. ou à *Puccinia commutata* Syd.

## **CÆOMA** Lk.

### 178) ***Cæoma pulcherrimum*** Bub. (1)

Em *Mercurialis annua* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).
Lisboa: Parque Eduardo VII, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

---

(1) González Fragoso refere esta espécie à *Melampsora pulcherrima* (Bub.) Maire (v. p. 233).

## APÊNDICE

Como dissemos a página 205, chegou-nos, quando já as referências a quási todas as espécies do gênero *Puccinia* se encontravam impressas, o novo trabalho do prof. M. de Souza da Câmara, Contributiones ad Mycofloram Lusitaniæ, publicado no *Boletim de Agricultura,* I sér., Ano II, p. 1, 1936. Das espécies citadas nesse trabalho, incluímos já todas as espécies a partir da *Puccinia Sonchina* Syd., inclusivé. Neste apêndice damos conta dos exemplares das outras espécies citadas no mesmo trabalho e ainda não incluídas (1).

### 3) ***Puccinia Allii*** (DC.) Rud.

Em *Allium vineale* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira.

### 6) ***Puccinia Arenariæ*** (Schum.) Wint.

Em *Gypsophila elegans* Bieb.:
Lisboa, leg. Branquinho de Oliveira.

### 10) ***Puccinia Behenis*** (DC.) Otth.

Em *Silene Cucubalus* Wibel. (=*S. venosa* (Gilib.) Arch).:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (sub *Puccinia Silenes* Schröt.).

---

(1) Os números que precedem os nomes das espécies são os mesmos que se encontram no texto. Exceptua-se o número 179 que precede a *Puccinia Scirpi* DC., por se tratar duma espécie nova para a micoflora portuguesa e portanto ainda não citada no texto.

26) ***Puccinia Cichorii*** (DC.) Bell.

Em *Cichorium Endivia* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (sub *Puccinia Endiviæ* Passer.).

44) ***Puccinia Gladioli*** (Req.) Cast.

Em *Gladiolus segetum* Ker.-Gawl.:
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira.

45) ***Puccinia glumarum*** (Schum.) Erikss. et Henn.

Em *Festuca clavata* Moench. (= *Vulpia geniculata* Lk.):
Pr. Alenquer, leg. Teixeira de Vasconcelos.
Carregado, leg. Silva Teixeira.

46) ***Puccinia graminis*** Pers.

Em *Lolium multiflorum* Lam.:
Lisboa: Jardim da Estação Agrária de Belém, leg. J. de Vasconcelos.

55) ***Puccinia Lolii*** Niels.

Em *Avena sativa* L.:
Lisboa: Jardim da Estação Agrária de Belém, leg. J. de Vasconcelos.

Em *Rhamnus Alaternus* L.:
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Branquinho de Oliveira.

70) ***Puccinia Pruni-spinosæ*** Pers.

Em *Prunus Armeniaca* L.:
Lisboa, leg. Carlos Luz.

75) ***Puccinia Romagnoliana*** Maire et Sacc.

Em *Cyperus longus* L.:
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira.

### 179) *Puccinia Scirpi* DC.

SIN.: *Æcidium Nymphoides* DC.

*Em Scirpus lacustre* L.:

Pr. Parede, arredores de Ribeira de Caparide, leg. Branquinho de Oliveira.

### 80) *Puccinia Smyrnii-Olusatri* (DC.) Lindr.

Em *Smyrnium Olusatrum* L.:

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira.

# INDICE

**das famílias e gêneros de Uredíneas representados na Micoflora de Portugal**


| | | |
|---|---|---|
| Fam. | Pucciniaceæ | 174 |
| | Puccinia Pers. | 174, 246 |
| | Uromyces Lk. | 208 |
| | Phragmidium Lk. | 222 |
| | Kühneola Magn. | 226 |
| | Gymnosporangium Hedw. | 226 |
| Fam. | Melampsoraceæ | 228 |
| | Melampsora Cast. | 228 |
| | Melampsorella Schröt. | 234 |
| | Pucciniastrum Otth. | 234 |
| | Thecopsora Magn. | 235 |
| Fam. | Cronartiaceæ | 235 |
| | Chrysomyxa Ung. | 235 |
| | Cronartium Fr. | 235 |
| Fam. | Zaghouaniaceæ | 238 |
| | Zaghouania Pat. | 233 |
| Fam. | Coleosporiaceæ | 238 |
| | Coleosporium Lév. | 238 |
| Uredinaceæ imperfectæ | | 242 |
| | Uredo Pers. | 242 |
| | Æcidium (Hill.) Pers. | 243 |
| | Cæoma Lk. | 245 |

# ÍNDICE

## das espécies de Uredíneas encontradas até hoje em Portugal

Æcidiolum Convolvuli Sacc. . . 30
— exanthemathicum Ung. . . . 112

Æcidium Abietinum Alb. et Schw. 157
— Asperifolii Pers. . . . . 38, 84
— *Asperifolii Thüm.* . . . . 168
— Behenis DC. . . . . . 10, 95
— Bellidis Thüm. . . . . . 62
— Bellidis-sylvestris Sacc. . . . 172
— Berberidis Gm. . . . . . 46
— Berulæ Bub. . . . . . . 120
— Betæ Kühn. . . . . . . 96
— Bunii DC. var. Smyrnii-Olusatri DC. . . . . . . 80
— Calystegiæ Desm. . . . . 30
— carotinum Bub. . . . . . 120
— Chelidonii Dietr.. . . . . 149
— Chenopodii-fruticosi DC. . . 99
— clavariforme Arth. . . . . 136
— Clematidis DC. . . . . . 2
— *Compositarum Mart.* . . . 169
— Compositarum Mart. . . . 53
— Compositarum Mart. var. Bellidis DR. et Mont. . . . . 172
— cornutum Gm. . . . . . 139
— cotoneasteris Körn. . . . . 138
— crassum Pers. var. Phillyreæ Cke. 160
— Cressæ DC. . . . . . . 35
— Cydoniæ Lenorm. . . . . 138
— Cyparissias DC. . . . . . 112
— *dubiosum Syd.* . . . . . 170
— Echii Thüm. . . . . . . 168
— elatinum Alb. et Schw. . . . 154
— elongatum var. Phillyreæ Rabenh. . . . . . . . 160
— Eryngii Cast.. . . . . . 39
— Euphorbiæ Gm. . . . . . 112
— Euphorbiæ-Gerardianæ Fisch. 98
— Euphorbiarum DC. . . . . 112
— Evonymi Gm. . . . . . 142
— Falcariæ DC.. . . . . . 40
— Falcariæ DC. var. Bupleuri-falcati DC. . . . . . 12
— Falcariæ DC. var. Sii-latifoliæ Fiedler . . . . . . . 120

Æcidium Falcariæ Pers. . . . 40
— Fediæ Bergam. . . . . . 177
— Fediæ-olitoriæ Bals. et De Toni 177
— ferulæ Rouss. et Dur. . . . 171
— *Fœniculi Cast.* . . . . . 171
— Galii Auct. . . . . . . 71
— Glaucis Dozy et Molk. . . . 120
— Grevillei Grove. . . . . . 89
— Herniariæ Scal. . . . . . 35
— Hippuridis Kge. . . . . . 120
— laceratum DC. . . . . . 136
— laceratum Sow. . . . . . 136
— Leguminosorum Rabenh. . . 103
— Limonii Duby . . . . . 107
— Mali Schum. . . . . . 139
— Menthæ DC. . . . . . . 59
— Mespili DC. . . . . . . 138
— *Montagnei Gz. Frag.* . . . 172
— Nymphoides DC. . . . . 179 a
— obtegens Lk. . . . . . . 63
— Oxalidis Thüm. . . . . . 58
— Oxyacanthæ Pers. . . . . 136
— *Pæoniæ Korn.* . . . . . 173
— Pæoniæ Wallr. . . . . . 158
— pastinacæ Rostr. . . . . . 120
— *Patersii Berk. et Curt.* . . . 174
— penicellatum Pers. . . . . 139
— peyritschianum Magn. . . . 58
— Phaseolarum Wallr. . . . 94
— Phillyreæ DC. . . . . . 160
— Pini Pers. . . . . . . 164
— Pulmonariæ Thüm. . . . . 84
— punctatum Pers. . . . . . 70
— quadrifidum DC. . . . . 70
— *Ranunculacearum DC.* . . . 175
— Ranunculacearum DC. . . 56, 102
— Ranunculi Rebent. . . . . 102
— Ranunculi Schum. . . . . 102
— Ranunculi-acris Pers. . . . 102
— reticulatum Thüm. . . . . 116
— Rhagadioli Passer. . . . . 74
— Rhamni Gm. . . . . . . 31
— Rhei West. . . . . . . 64
— rubellum Pers. . . . . . 64
— Rumicis Pers. . . . . . 64

---

Os números que seguem os nomes das espécies no índice, referem-se aos que antecedem os nomes das espécies no texto; os números seguidos da letra «a», referem-se aos exemplares incluídos no apêndice. Os nomes escritos em romano são os nomes da sinonimia.

Æcidium sanguinolentum Lindr. . .68
— Schœbæriæ Auersw. . . . . 99
— Scrophulariæ DC. . . . . 121
— scutellatum Gm. . . . . 122
— Senecionis Desm. f. Senecionis quinquelobi Thüm. . . . 170
— Seseli Niels. . . . . . . 105
— Sii-Falcariæ Pers. . . . . 40
— Sii-latifoliæ Wint. . . . . 120
— Sonchi Johnst. . . . . . 81
— Sonchi West. . . . . . 81
— sparsum Hazsl. . . . . . 123
— Suedæ Thüm. . . . . 99
— Symphyti Thüm. . . . . 84
— Taraxaci Grev. . . . . . 89
— Taraxaci Kze. et Schum. . . 78
— Thesii Desv. . . . . . . 86
— Trifolii-repentis Cast. . . . 129
— Umbelliferarum Boy. et Jacz. . 171
— *Umbilici Trott.* . . . . . 176
— Urticæ DC. . . . . . . 17
— Urticæ Schum. . . . . . 17
— Valerianearum Auct. . . . 177
— *Valerianellæ Biv.-Bern.* . . 177
— Velenowskyi Bub. . . . . 177
— Vincæ Láz. . . . . . . 90
— Violæ Schum. . . . . . 91

Aregma acuminatum Fr. . . . 133

Ascophora disciflora Tode . . 131

Cæoma Agrimoniæ Schw. . . . 155
— Allii-ursini Wint. . 140, 147, 153
— allochroum Lk. . . . . . 149
— Androsæmi Alm. et Câm. . . 145
— apiculatum Schlecht . . . . 128
— apiculosum Bon. . . . . . 117
— apiculosum Cda. . . . . . 104
— appendiculatum Schlecht. 94, 103, 112
— appendiculosum Lk. . . . . 112
— Artemisiæ Auct. . . . . . 1
— Behenis Lk. . . . . . . 95
— Betarum Lk. . . . . . . 96
— Campanulæ Schlecht. . . . 161
— Campanulaceatum Fr. . . . 161
— Campanularum Lk. . . . . 161
— Caryophyllacearum Lk. . . 154
— Cerastii Schlecht. . . . . 154
— Chelidonii Magn. . . . . 149
— Chenopodiatum Lk. . . . . 99
— Cichorii Lk. . . . . . . 26
— compransor Lk. . . . . . 165
— confluens Schlecht. . . . . 152
— confluens Schröt. . . . . 151
— Cressatum Lk. . . . . . 35
— crustaceum Lk. . . . . . 161
— elatinum Lk. . . . . . . 154
Cæoma epiteon Schlecht. . . . 146
— epiteum Lk. . . . . . . 146
— Euphorbiæ Schlecht. . . . 112
— Euphorbiæ-hypericifoliæ Schw. 114
— Euphorbiatum Lk. . . . . 112
— Evonymi Schröt. . . . . 142
— flosculosorum Lk. . . . . 48
— Fumariæ Lk. . . . . . . 149
— Galiatum Lk. . . . . . 71
— Galii Lk. . . . . . . . 71
— Hypericorum Lk. . . . . 145
— Hypericorum Schlecht. . . . 145
— Kabatianum Bub. . . . . 29
— Laricis Hart. . . . . . 146
— Leguminosarum Schlecht. . . 103
— Lini Lk. . . . . . . . 148
— Lychnidearum Lk. . . . . 95
— Mercurialis Lk. . . . 150, 152
— Mercurialis-perennis Wint. . 152
— mixtum Lk. . . . . . . 151
— mixtum Schlecht. . . . . 151
— obtegens Lk. . . . . . . 63
— penicellatum (Pers.) Schlecht. . 139
— Phaseoli Nees . . . . . 94
— Phillyreæ Cke. . . . . . 160
— Phillyreæ Thüm. et Bagn. . . 160
— Phillyreatum Lk. . . . . 160
— Piceatum Lk. . . . . . 157
— Pineum Lk. var. acicola Lk. . 164
— Poterii Lk. . . . . . . 133
— Poterii Schlecht. . . . . 133
— *pulcherrimum Bub.* . . . . 178
— pulcherrimum Bub. . . . . 150
— punctosum Lk. . . . . . 144
— punctuosum Schw. . . . . 114
— Ranunculacearum Schlecht. . 102
— Ranunculaceatum Lk. . . . 102
— Rhinanthacearum Lk. . . . 162
— Rhododendri Lk. . . . . 157
— Ribesii Lk. . . . . 142, 151
— Ribis-alpini Wint. . . . . 151
— Ricini Schlecht. . . . . . 167
— Rosæ Schlecht. . . . . . 131
— Ruborum Lk. . . . . . 132
— Rumicum Schlecht. . . . . 117
— Scrophulariatum Lk. . . . 121
— scutellatum Schlecht. . . . 122
— Senecionis Lk. . . . . . 164
— Senecionis Schlecht. . . . 164
— Silenes Schlecht.. . . . . 123
— Statices Rud.. . . . . . 107
— Stellariæ Lk. . . . . . . 154
— suaveolens Lk. . . . . . 63
— Terebinthi Lk. . . . . . 127
— Vincæ Lk. . . . . . . 90

Capitularia Chenopodii (DC.) Syd.. . . . . . . . . 99

Capitularia Fabæ (Pers.) Syd.. . 103
— graminis Niels . . . . . 105
— inæquialta (Lasch.) Syd. . . 123
— Limonii (DC.) Syd. . . . . 107
— mielospora Ces. . . . . . 95
— Polygoni (Pers.) Rabenh. . . 113

Centridium Ariæ Desm.. . . . 139
— laceratum (Sow.) Desm.. . . 136
— laceratum (Sow.) Desm. var. Mespili Fr. . . . . . . . 138

Ceratitium coarctatum Rabenh. . 160
— penicellatum (Pers.) Rabenh. . 139

*Chrysomyxa Rhododendri (DC.) De Bary.* . . . . . . . 157

Coleosporium aureum Bonn. . . 165
— *Campanulæ (Pers.) Lév..* . . 161
— Campanulæ-macranthæ Wagn. . 161
— Campanulæ-patulæ Wagn. . . 161
— *Euphrasiæ (Schm.) Wint.* . . 162
— Inulæ Fuck. . . . . . . . 163
— *Inulæ (Kze.) Fisch.* . . . . 163
— Inulæ Rabenh. . . . . . . 163
— miniatum Bon. . . . . . . 131
— Moratti Har. et Pat.. . . . 161
— ochraceum Bon. . . . . . . 155
— Phyteumatis Otth. . . . . 161
— Pini Lagerh. . . . . . . . 164
— Rhinanthacearum Lév. . . . 162
— Rhododendri Schröt. . . . 157
— *Senecionis (Pers.) Fr.* . . . 164
— Senecionum (Rabenh.) Fuck. . 164
— Synanthearum Fr. . . . . 165
— *Sonchi (Pers.) Lév.* . . . . 165
— Sonchi (Pers.) Lév. . . . . 163
— Sonchi-arvensis (Pers.) Wint. . 165
— subalpinum Wagn. . . . . 164

Coronotelium mesnierianum (Thüm.) Syd. . . . . . 60

Cronartium Asclepiadeum (Wild.) Fr. . . . . . . . . . 158
— Asclepiadeum (Wild.) Fr. var. Quercuum Berk. . . . . 159
— Balsaminæ Niessl. . . . . 158
— *flaccidum (Alb. et Schw.) Wint.* . . . . . . . . 158
— Pæoniæ Cast. . . . . . . 158
— Pæoniæ Tul. . . . . . . . 158
— Pedicularis Lindr. . . . . 158
— Quercus Arth. . . . . . 159
— *Quercuum (Brond.) Miyabe* . 159
— Verbenæ Dietr. . . . . . 158
— Vincetoxici . . . . . . . 158

Cutomyces Asphodeli Thüm. . . 7

Epitea Baryi Berk. et Br. . . . 9
— mixta Fr. . . . . . . . . 151
— vulgaris Fr. . . . . . . . 146

Eranneum aurantiacum Bon. . . 165
— aureum Bon. . . . . . . . 165

Erineum Asclepiadeum Willd. . 158

Erysibe appendiculata Wallr. . . 103
— Cinnamomea Wallr. var. Betarum Wallr. . . . . . . 96
— Cinnamomea Wallr. var. Rumicum Wallr.. . . . . . . 117
— confluens Wallr. . . . . . . 152
— epitea Wallr.. . . . . . . 146
— Helioscopiæ Wallr. . . . . 144
— Hypericorum Wallr. . . . 145
— Lini Wallr. . . . . . . . 148
— mixta Wallr. . . . . . . . 151
— pustulata Wallr. var. Caryophyllacearum Wallr. . . . . 154
— Senecionis Wallr. . . . . 164

Exobasidium Stellariæ Syd. . . 154

Gymnoconia Cirsii-lanceolati Bub. 29

*Gymnosporangium clavariæforme (Jacq.) DC..* . . . 136, 137
— *clavipes Cooke et Peck.* . . . 133
— *confusum Plowr..* . . . . . 138
— confusum (Plowr.) Tranzsch. . 138
— fuscum Gasp.. . . . . . . 137
— *Juniperinum (L.) Mart..* . . 139
— Mespili Körn. . . . . . 138
— Oxycedri Bres. . . . 136, 138
— Oxycedrum Bres.. . . . . . 136
— *Sabinæ (Dickss.) Wint.* . . 137
— Sabinæ (Dickss.) Wint. f. Mespili Erikss. . . . . . . . 138
— tremelloides Hart. . . . . 139

Jackya Cirsii-lanceolati Bub. . . 29

*Kühneola Fici (Cast.) Butl.* . . 135

Lecythea Euphorbiæ Lév. . . . 144

Leptopuccinia Galactitis Syd. . . 43

Lycoperdon Caryophyllinum Schr. 98
— Pini Willd. . . . . . . . 164
— scutellatus Schröt. . . . . 162
— subcortitium Schr. . . . . 131

Melampsora æcidioides (DC.) Schröt. 152

*Melampsora Allii-populina Kleb.* . 140
— Allii-salicis-albæ Kleb. . . . 153
— Castagnei Thüm. . . . . . 153
— Cerastii (Pers.) Schröt. . . . 154
— Cerastii Wint . . . . . . 154
— Chelidonii-Tremulæ Kleb. . . 149
— epitea (Kze. et Schum.) Thüm. . . . . . . . . . . 146, 153
— Euphorbiæ (Schub.) Cast. . . . . . . . 141, 143, 144
— Euphorbiæ-Cyparissiæ Müll. . 136
— Euphorbiæ-exiguæ Müll. . . 136
— *Euphorbiæ-Gerardianæ Müll.* . 141
— Euphorbiæ-Pepli Müll. . . . 144
— *Evonymi-Caprearum Kleb.* . . 142
— Evonymi-incanæ Schn. . . . 142
— *Gelmi Bres.* . . . . . . . 143
— Helioscopiæ (Pers.) Müll. 141, 143
— *Helioscopiæ (Pers.) Wint.* . . 144
— Hypericorum (DC.) Schröt. . 145
— *Hypericorum (DC.) Wint.* . . 145
— Klebahni Bub. . . . . . . 149
— Larici-Daphnoides Kleb. . . 146
— *Larici-epitea Kleb.* . . . . 146
— *Larici-populina Kleb.* . . . 147
— Lini Desm. . . . . . . . 148
— Lini (Ehrb.) Lév. . . . . . 148
— *Lini (Pers.) Cast.* . . . . 148
— *Magnusiana Wagn.* . . . . 149
— Mercurialis-Tremulæ Kleb. . 152
— mixta (Schlecht.) Schröt. . . 151
— mixta Thüm. . . . . . . . 151
— Populina (Jacq.) Lév. . 140, 147
— *pulcherrima (Bub.) Maire* 150, 178
— Quercus Schröt. . . . . . . 159
— Ribesii-auritæ Kleb. . . . 151
— Ribesii-epitea Kleb. . . . . 151
— Ribesii-grandifoliæ Schn. . . 151
— *Ribesii-purpureæ Kleb.* . . 151
— Ribesii-Salicum Bub. . . . 151
— Ribesii-viminalis Kleb. . . . 153
— Ricini Passer, . . . . . . 167
— *Rostrupi Wagn.* . . . . . 152
— Rostrupi Wagn. . . . . . . 150
— Salicina Tul. . . . . . . . 153
— *Salicis-albæ Kleb.* . . . . 153
— *Salicis-Capreæ (Pers.) Wint.* . 166
— Salicis-Capreæ (Pers.) Wint. . 142
— sparsa Wint. . . . . . . . 156
— Tremulæ Tul.. . . . 149, 152
— Vitellina (DC.) Thüm. . . . 153

*Melampsorella Caryophyllacearum (Lk.) Schröt.* . . . . . . 154
— Cerastii (Pers.) Schröt. . . . 154
— Cerastii Wint. . . . . . . 154
— elatina Arth. . . . . . . 154
— Ricini De Toni . . . . . . 167

Mycogene Cerasi Bér. . . . . 22

Nigredo Caryophyllina Arth. . . 98
— Scirpi Arth. . . . . . . . 120

Peridermium acicola Rabenh. . . 164
— cerebrum Peck. . . . . . . 159
— cornui Kleb. . . . . . . . 158
— elatinum Schum. et Kze. . . 154
— Fischeri Kleb. . . . . . . 165
— fusiforme Arth. et Kern. . . 159
— globosum Arth. et Kern. . . 159
— Harknessii Moore . . . . . 159
— Klebahni Fisch. . . . . . . 163
— Kormahlii Wagn. . . . . . 161
— Kriegerii Wagn. . . . . . . 164
— oblongisporum Fuck. . . 164
— Pini Wallr. var. acicola Wallr.. 164
— Pini Wallr. var. corticola Auct. 158
— Rostrupi Fisch. . . . . 161
— Stahlii Kleb. . . . . . . . 162
— Wolffii Rostr. . . . . . . 164

Persooniella punctata (Lk.) Syd. . 71

Phragmidium apiculatum Rabenh. 133
— articulatum Berk. et Curt. . . 133
— asperum Wallr. . . . . . . 134
— bulbosum Schlecht. . . . . 132
— *disciflorum (Tode) James* . . 131
— granulatum Rabenh. . . . 132
— incrassatum Lk. var. bulbosum Lk. . . . . . . . . . . 132
— incrassatum Lk. var. Rosarum Rabenh. . . . . . . . 131
— mucronatum Schlecht. . . . 131
— mucronatum Wallr. var. Sanguisorbæ Wallr.. . . . . . 133
— Poterii Fuck. . . . . . . . 133
— Rosæ (Pers.) Rostr. . . . 131
— Rosarum Fuck. . . . . . . 131
— *Rubi (Pers.) Wint.* . . . . . 132
— Rubi (Pers.) Wint. subsp. microsorum Sacc. . . . . . . 132
— Rubi (Pers.) Wint. var. miniatum Magn. . . . . . . 132
— *Sanguisorbæ (DC.) Schröt.* . . 133
— solidum (Tode) Sacc. et Trav. . 131
— subcorticium (Schr.) Wint. . . 131
— *violaceum (Schultz) Wint.* . . 134

Physoma pro Physonema Ricini . 167

Physopella Fici Arth. . . . . 135

Pileolaria Terebinthi Cast. . . 127

Pleomeris Bromina (Erikss.)Syd. . 84

Pleomeris dispersa (Erikss.) Syd. . 38
— glumarum (Schum.) Syd. . . 45
— Holcina (Körn.) Syd. . . . 79
— Triticina (Erikss.) Syd. . . . 87

Podisoma clavariæforme Duby. . 136
— Juniperi-communis Fr. . . . 136
— Juniperinum Lk. . . . . . . 139

Podocystis Lini Fr. . . . . . . 148

Podosporium Lini Lév. . . . 148

Puccinella graminis Fuck. . . . 102
— graminis (Niels.) Syd. . . . 105

*Puccinia Absinthi DC.* . . . 1
— *Agropyri Ell. et Ev.* . . . 2
— Agrostemmæ Fuck. . . . . 6
— Alceæ Roum. . . . . . . 57
— *Allii (DC.) Rud.* . . . . 3, 3a
— Alliorum Cda. . . . . . . 3
— alsophila Sacc. . . . . . . 42
— Amphibii Thüm. . . . . . 68
— Andropogonis Fuck. . . . 23
— Andropogonis Otth. . . . 23
— *Annularis (Str.) Schlecht.* . . 4
— *Anthoxanthi Fuck.* . . . . . 5
— apophysata Rabenh. . . . 80
— *Arenariæ (Schum.) Wint.* . . 6, 6a
— Arenariæ (Schum.) Wint. var. Corrigiolæ Roum. . . . . . 32
— Arenariæ Schröt. . . . . . 83
— Arenariæ-serpyllifoliæ DC. . 6
— Arenariæ-trinerviæ Wallr. . . 6
— Artemisiarum Duby . . . . 1
— Arundinacea Hedw. . . . 64
— Arundinacea Hedw. var. Maydis Cast. . . . . . . . . 58
— Arundinacea Hedw. var. epicaula Wallr. . . . . . . . . 56
— Asperifolii Wettst. . . . . 38
— *Asphodeli (DC.) Moug.* . . . 7
— Asteris Duby. . . . . . . 43
— *Avenæ-barbatæ Gz. Frag.* . . 8
— Aviculariæ DC. . . . . . . 113
— *Baryi (Berk et Br.) Wint.* . . 9
— *Behenis (DC.) Otth.* . . 10, 10a
— Bellidis Lagerh. . . . . . 62, 172
— Berkeleyi Passer. . . . . 90
— Beschiana Maire. . . . . 62
— *biformis Lagerh.* . . . . . 11
— Brachypodii Otth. . . . . 9
— Bromina Erikss. . . . . . 84
— bullata (Pers.) Wint. . . 18, 47
— Bupleuri Rud. . . . . . 12
— *Bupleuri-falcati (DC.) Wint.* . 12
— *Buxi DC.* . . . . . . . . 13

Puccinia Calamagrostidis Syd. . . 31
— Calaminthæ Fuck. . . . . . 59
— Calcitrapæ DC. . . . . . . 20
— *Campanulæ Carm.* . . . . . 14
— Campanulæ Carm. f. Campanulæ-Germinii Gz. Frag. . . . 14
— *Campanulæ-Herminii Gz. Frag.* 14
— *Cardui-pycnocephali Syd.* . . 15
— *Carduorum Jacky* . . . 16
— Caricina DC. . . . . . . . 17
— Caricis DC. . . . . . . . 17
— *Caricis (Schum.) Rebent.* . . 17
— Caryophyllacearum Wallr. . . 6
— *Castellana Gz. Frag.* . . . . 18
— *Centaureæ DC.* . . . . . . 19
— *Centaureæ DC. f. Calcitrapæ DC.* . . . . . . . . . 20
— *Centaureæ DC. f. Centaureæ-Hoffmanseggiana Gz. Frag.* . 12
— *Cerasi (Bér.) Cast.* . . . . 22
— Cerasi (Bér.) Cast. f. amygdali . 22
— Cerasi Desm. . . . . . . 22
— *Cesati Schröt.* . . . . . . 23
— Chamædryos Ces. . . . . . 4
— Chondrillæ Cda. . . . . . . 24
— *Chondrillina Bub. et Syd.* . . 24
— *Chrysanthemi Roze* . . . . 25
— Chrysanthemi-sinensis Henn. . 25
— *Cichorii (DC.) Bell.* . . 26, 26a
— Circææ Fuck. . . . . . . 27
— Circææ Mart. . . . . . . 27
— *Circææ Pers.* . . . . . . . 27
— Cirsii Fuck. . . . . . . . 28
— *Cirsii Lasch.* . . . . . . 28
— Cirsii Lasch. . . . . . . . 16
— Cirsii Mart. . . . . . . . 29
— Cirsii-Erisithalis Magn. . . . 28
— Cirsii-eryophori Jacky . . . 29
— Cirsii-heterophylli Magn. . . 28
— *Cirsii-lanceolati Schröt.* . . . 29
— Clinopodii DC. . . . . . . 59
— Cnici Mart. . . . . . . . 28
— *commutata Syd.* . . . . . . 177
— conclusa Thüm. . . . . . . 75
— *Convolvuli (Pers.) Cast.* . . 30
— *coronata Cda.* . . . . . . 31
— coronata Cda. . . . . . . 55
— coronifera Kleb. . . . . 31, 55
— *Corrigiolæ Chev.* . . . . . 32
— crassivertex Thüm. . . . . 50
— *Crepidicola Syd.* . . . . . 33
— *Crepidis Schröt.* . . . . . 34
— *Cressæ (DC.) Lagerh.* . . . 35
— *Crucianellæ Desm.* . . . . 36
— *Cynodontis Desm.* . . . . 37
— densa Diet. et Holw. . . . 91
— *depauperans (Vize) Syd.* . . 174
— digitata Ell. et Harkn. . . . 60

Puccinia Discoidearum Lk. . 1, 73
— Discoidearum Lk. var. Pyrethri Wallr. . . . . . . . . 73
— discolor Fuck. . . . . . . 70
— *dispersa Erikss. et Henn.* . 38, 168
— dispersa Erikss. et Henn. f. Bromi Erikss. . . . . . . . . 84
— dispersa Erikss. et Henn. f. Secalis Erikss. et Henn. . . . 38
— dispersa Erikss. et Henn. f. Tritici Erikss. et Henn. . . . 87
— Endiviæ Passer. . . . . . . 26
— *Eryngii DC.* . . . . . . 39
— *Falcariæ (Pers.) Fuck.* . . . 40
— Fergussoni Berk. et Br. var. hastatæ (Cke.) De Toni . . . 91
— *Ficalhoana Lagerh.* . . . . 41
— flosculosorum (Lk.) Roehl.. . . . . . . . . . 48, 66, 81
— *Frankeniæ Lk.* . . . . . . 42
— *Galactitis Syd.* . . . . . . 43
— galatica Syd. . . . . . . . 15
— Galii Schw. . . . . . . . 71
— Galiorum Lk. . . . . . . 71
— *Gladioli (Req.) Cast.* . . . . 44, 44 a
— *glumarum (Schum.) Erikss. et Henn.* . . . . . . . 45, 45 a
— *graminis Pers.* . . . . . . 46
— *Heraclei Grev.* . . . . . . 47
— Herniariæ Mont. . . . . . 61
— Herniariæ Ung. . . . . . . 61
— *Hieracii (Schum.) Mart.* . . 48
— Hieracii (Schum.) Mart. . . 16, 19, 20, 25, 28, 33, 49, 53, 66, 82
— *Hypochæridis Oud.* . . . . . 49
— inquinans Wallr. var. Heraclei Wallr. . . . . . . . . . 47
— inquinans Wallr. var. Saxifragæ Wallr. . . . . . . . . . 77
— *Iridis (DC.) Wallr.* . . . . . 50
— *Jasmini DC.* . . . . . . . 51
— Laburni DC. . . . . . . 104
— Laschii Lagerh. . . . . . . 28
— Lecokiæ Kotschy . . . . . 80
— *Le Monneriana Maire* . . . 52
— *Leontodontis Jacky* . . . . 53
— *Liliacearum Duby* . . . . . 54
— Limonnii DC. . . . . . . 107
— lineolata Desm. . . . . . . 120
— *Lolii Niels.* . . . . . 55, 55 a
— Lolii Niels. . . . . . . . 31
— Loti Kirchn. . . . . . . . 108
— Lychnidearum Fuck. . . . . 10
— Lychnidearum Lk. . . . . 6, 83
— Lysimachiæ Karst. . . . . . 68
— maculicola Alm. et S. Cam. . 7
— *Magnusiana Körn.* . . . . . 56
— Malachii Kirchn. . . . . . 6
*Puccinia Malvacearum Mont.* . . 57
— *Maydis Béreng.* . . . . . . 58
— *Menthæ Pers.* . . . . . . 59
— *Mesnieriana Thüm.* . . . . . 60
— mixta Fuck. . . . . . . . 69
— Moheringiæ Fuck. . . . . . 6
— *Montagnei De Toni* . . . . 61
— Mucronata Pers. var. Rosæ Pers. 131
— Mucronata Pers. var. Rubi Pers. 132
— *obscura Schröt.* . . . . . 62, 172
— obtegens Fuck. . . . . . . 63
— *obtegens (Lk.) Tul.* . . . . . 63
— Onobrychidis Otth. . . . . . 110
— Ornithogali Auct. . . . . . 54
— Orobi Fuck. . . . . . . . 103
— pedunculata Schröt. . . . . . 76
— penicellata Kze. . . . . . . 136
— Penniseti Barcl. . . . . . . 72
— Phaseolarum DC. . . . . . 94
— Phaseoli Rabenh. . . . . . 94
— Phaseoli Rabenh. var. Taraxaci Rebent. . . . . . . . . 85
— Phaseoli-trilobi Schw. . . . 94
— *Phragmites (Schum.) Körn.* . . 64
— Picridis Jacky . . . . . . 65
— *Picridis (Schum.) Körn.* . . . 65
— *Piloselloidearum Probst.* . . 66
— Piloselloidearum Probst. . . 48
— Pimpinellæ (Str.) Lk. var. Eryngii Wint. . . . . . . . . . 39
— Pimpinellæ (Syd.) Mart. . 18, 47
— *Piptatheri Lagerh.* . . . . . 67
— Pisi DC. . . . . . . . . 112
— poculiformis (Jacq.) Wettst. . 46
— Polygoni Fuck. . . . . . . 68
— Polygoni Pers. . . . . . 68, 113
— *Polygoni-amphibii Pers.* . . 68
— Polygoni-aviculariæ Pers. . . 113
— Polygonorum Lk. . . . . . 68
— *Porri (Sow.) Wint.* . . . . . 69
— Prenanthis (Pers.) Fuck. . 24, 26
— Pruni Pers. . . . . . . . 70
— *Pruni-spinosæ Pers.* . . . 70, 70 a
— Prunorum Lk. . . . . . . 70
— pseudo-Sphæriæ Mont. . . . 81
— pulvinulata Rud. . . . . . 42
— *punctata Lk.* . . . . . . . 71
— punctum Lk. . . . . . . . 17
— *purpurea Cke.* . . . . . . 72
— *Pyrethri (Wallr.) Rabenh.* . . 73
— Pyrethri (Wallr.) Rabenh. . . 25
— *Rhagadioli (Passer.) Thum.* . 74
— Rhamni Wettst. . . . . . . 31
— *Romagnoliana Maire et Sacc.* . . . . . . . . . . . 75, 75 a
— *Rossiana (Sacc.)* . . . . . . 41
— rubella (Pers.) Arth. . . . 64
— Rubigo-vera (DC.) Wint. 38, 45, 87

Puccinia Rubigo-vera (DC.) Wint. var. simplex Auct. . . . . 79
— Rumicis Bell. . . . . . . 76
— *Rumicis-scutati (DC.) Wint.* . 76
— Saginæ Kze. et Schum. . . . 6
— sanguinea Diet. . . . . . . 72
— Sanguisorbæ DC. . . . . 133
— *Saxifragæ* Fuck. . . . . . . 77
— *Saxifragæ Schlecht.* . . . . 77
— Saxifragarum Schlecht. . . . 77
— *Scirpi DC.* . . . . . . 179 a
— Scorodoniæ Lk. . . . . . . 4
— *Scorzoneræ (Schum.) Syd.* . . 74
— Scrophulariæ Lib. . . . . 121
— Secalina Grove . . . . . . 38
— Sii-Falcariæ Schröt. . . . . 40
— Silenes Schröt. . . . . . 10
— *silvatica Schröt.* . . . . . . 78
— *simplex (Körn.) Erikss. et Henn.* 79
— Smyrnii Biv.-Bern. . . . . 80
— Smyrnii Cda. . . . . . . 80
— *Smyrnii-Olusatri (DC.) Lindr.* . . . . . . . . . . 80, 80 a
— *Sonchi Rob.* . . . . . . . 81
— *Sonchina Syd.* . . . . . . 82
— Sorghi Schw. . . . . . . . 58
— *Spergulæ DC.* . . . . . . 83
— Spergulæ Kirchn. . . . . . 83
— Stellariæ Duby . . . . . . 6
— straminis Fuck. . . . . . . 38
— straminis Fuck. var. simplex Körn. . . . . . . . . 79
— striiformis West. . . . . . . 38
— striola Lk. . . . . . . . 17
— striola (Str.) Schlecht. . . . 64
— suaveolens (Pers.) Rostr. . . 63
— *Symphyti-Bromorum Müll.* . 84, 168
— Tagananensis Magn. . . . . 81
— Tanaceti DC. . . . . 1, 25, 73
— *Taraxaci (Rebent.) Plowr.* . 85
— Teucrii Fuck. . . . . . . . 4
— *Thesii (Desv.) Chaill.* . . . 86
— Torquati Passer. . . . . . . 80
— *Tragopogonis Cda.* . . . . . 74
— *Trifolii Hedw. f.* . . . . . 128
— *Triticina Erikss.* . . . . . 87
— truncata Berk. et Br. . . . 50
— Umbelliferarum DC. . . 18, 47
— Umbelliferarum DC. var. Eryngii Wint. . . . . . . . . 39
— *Umbilici Guep.* . . . . . 88, 176
— Urticæ Lagerh. . . . . . . 17
— *variabilis Grev.* . . . . . . 89
— verrucosa Schlecht. . . . . 6
— *Vincæ (DC.) Berk.* . . . . 90
— violacea Schultz. . . . . . 134
— *Violæ (Schum.) DC.* . . 90, 174
— Violarum Lk. . . . . . . 91

Puccinia *Zeæ* Béreng. . . . . 58

Pucciniastrum Agrimoniæ Lagerh. 155
— *Agrimoniæ (Schw.) Tranzsch.* . 155
— Agrimoniæ - Eupatoriæ (DC.) Tranzsch. . . . . . . . 155
— Agrimoniæ-Eupatoriæ Lagerh. . 155
— Arbuti Diet. et Holw. . . . 156
— Hypericorum Karst. . . . 155
— ochraceum Lindr. . . . . 155
— sparsum Fisch. . . . . . 156

Pucciniola Behenis (DC.) March. . 95

Rœstelia carpophila Bagn. . . . 136
— cornuta Tul. . . . . . . . 139
— Cydoniæ Thüm. . . . . . . 138
— lacerata (Sow.) Fr. . . . . 136
— lacerata (Sow.) Fr. var. Thaxter 136
— Mespili Belly. . . . . . . 138
— penicellata (Pers.) Fr. . . . 139

Solenodonta coronata (Cda.) Syd. . 31

Sphæria flaccida Alb. et Schw. . 158

Thecopsora Agrimoniæ Diet. . . 155
— *sparsa (Wint.) Fisch.* . . . 156

Tremella clavariæforme Jacq. . . 136
— digitata Will. . . . . . 136
— Juniperina L. . . . . . . 139
— ligularis Bull. . . . . . . 136
— mesenteriformis Brot. . . . 137
— Mespili Arth. . . . . . . 138

Trichobasis Betæ Lév. . . . . 96
— Senecionis Berk. . . . . . 164

Uredo Agrimoniæ Schröt. . . . 155
— Agrimoniæ-Eupatoriæ DC. . . 155
— Agrimoniæ-Eupatoriæ Wint. . 155
— Allii-populina Arth. . . 140, 147
— Allii-Salicis-albæ Arth. . . . 153
— Alliorum DC. . . . . . . 3
— Alsines Schum. . . . . . . 6
— Andropogonis Ces. . . . . . 23
— Androsæmi DC. . . . . . 145
— annularis Str. . . . . . . 4
— Anthyllidis Grev. . . . . . 93
— Apargiæ Schlecht. . . . . 53
— appendiculata Pers. . . . . 94
— appendiculata Pers. var. Genistæ-tinctoriæ Pers. . . . . 104
— appendiculata Pers. var. Phaseoli Pers. . . . . . . . . 94
— appendiculata Pers. var. Pisi Pers. . . . . . . . . . 112

Uredo appendiculata Pers. var. Pisi-sativi Pers. . . . . . . 112
— Arbuti Diet. et Holw. . . . 156
— Arenariæ Schum. . . . . 6
— Arthemisiæ Auct. . . . . 1
— Asphodeli DC. . . . . . . 7
— Behenis DC. . . . . . . 10, 95
— Behenis Ung. . . . . . . 95
— Betæ Pers. . . . . . . . 96
— Betæ Pers. var. Convolvuli Pers. 30
— bifrons DC. . . . . . . . 117
— Bromina Erikss. . . . . . . 84
— bulbosa Str. . . . . . . . 132
— bullatum West. . . . . . . 98
— Bupleuri Barcl. . . . . . . 12
— Calaminthæ Str. . . . . . . 59
— Calystegiæ Desm. . . . . 30
— Campanulæ Mart. . . . . 161
— Campanulæ Pers. . . . . 161
— Campanularum Rabenh. . . 161
— Caricis Schum. . . . . . . 17
— Caryophyllacearum Johnst. . 154
— Caryophyllacearum Ung. . . 154
— Castagnei Thüm . . . . . 70
— Centumnodii Schum. . . . 113
— Cerastii Mart. . . . . . . 154
— Ceratoniæ Celot. . . . . . 127
— Chenopodii Duby . . . . 99
— Chenopodii Spreng. . . . . 99
— Chondrillæ Opiz. . . . . 24
— Chrysanthemi Roze . . . . 25
— Ciceris Passer. . . . . . . 100
— Ciceris-arietinis Grogn. var. ætnensis Scal. . . . . . . 100
— Cichoracearum DC. . . . . 48
— Cichorii DC. . . . . . . . 26
— cincta Str. . . . . . . . 96
— circinalis Str. var. Mercurialis Str. . . . . . . . . . 152
— circinalis Str. var. Ribis Str. . 151
— Cirsii Lasch. . . . . . . . 28
— Citri Cke. . . . . . . . 135
— Citrina De Toni . . . . . . 135
— Clinopodii DC. . . . . . . 59
— concentrica Desm. . . . . 119
— confluens Pers. . . . . . . 151
— confluens Pers. var. Mercurialis-perennis Pers. . . . . . 152
— Convolvuli Str. . . . . . . 30
— Copelandi Syd. . . . . . . 156
— coronata Erikss. et Henn. . . 31
— crustacea Berk. . . . . . . 161
— Cytisi DC. . . . . . . . 104
— Cytisi Str. . . . . . . . 104
— Decaisneana Lév. . . . . . 127
— Dianthi Pers. . . . . . . 98
— Dianthicola Har. . . . . . 98
— Dolichi Berk. et Br. . . . . 94
Uredo Dorycnopsidis Thüm. . . 93
— elatina Spreng. . . . . . . 154
— epitea Kze. et Schum. . . 146, 153
— Euphorbiæ-Cyparissiæ Pers. . 122
— Euphorbiæ-Helioscopiæ Pers. . 144
— Euphorbiæ-serratæ DC. . . 109
— Euphrasiæ Schum. . . . . . 162
— Evonymi Mart. . . . . . . 142
— Evonymi-Caprearum Arth. . 142
— excavata DC. . . . . . . 109
— excavata DC. var. Euphorbiæ-oleæfoliæ DC. . . . . . . 126
— Fabæ Pers. . . . . . . . 103
— Fabæ Pers. var. Medicaginis-falcatæ DC. . . . . . . 125
— Fabæ Pers. var. Trifolii Alb. et Schw. . . . . . . . . 128
— Falcariæ Spreng. . . . . . . 40
— farinosa Pers. var. Senecionis Pers. . . . . . . . . 164
— Fici Cast. . . . . . . . . 135
— Fici Cast. var. abyssinica Henn. 135
— Ficicola Speg. . . . . . . 135
— Ficus Cast. . . . . . . . 135
— Ficus Rav. . . . . . . . 135
— Frankeniæ Mont. . . . . 42
— fulva Schum. . . . . . . . 165
— fulva Schum. var. Senecionum Rabenh. . . . . . . . 164
— Fumariæ Rabenh. . . . . 149
— Genistarum Duby . . . 104
— Gladioli Req. . . . . . . 44
— glumarum Schum. . . . . 45
— Helioscopiæ DC. . . . . . 144
— Helioscopiæ Pers. . . . . 144
— Helioscopiæ Schum. . . . . 144
— Hieracii Schum. . . . . . . 48
— Hyoseridis Schum. . . . . 49
— Hyperici-humifusi Kleb. . . 145
— Hypericorum DC. . . . . 145
— Ilices Cast. . . . . . . . 159
— Inulæ Dietr. . . . . . . . 163
— Inulæ Fuck. . . . . . . . 163
— Inulæ Kze. . . . . . . . 163
— Iridis DC. . . . . . . . 50
— Iridis Duby . . . . . . . 50
— Labiatarum DC. . . . . . . 59
— Laburni DC. . . . . . . . 104
— Lecythea Auct. . . . . . . 153
— Leguminosorum Rabenh. . . 103
— limbata Rabenh. var. Iridis Rabenh. . . . . . . . 50
— limbata Rabenh. var. Muscari Rabenh. . . . . . . . 119
— Limonii Duby . . . . . . 107
— linearis Pers. . . . . . . . 46
— Lini DC. . . . . . . . . 148
— Lini Schum. . . . . . . . 148

Uredo Lobeliacearum Rabenh. . 161
— Lychnidis Schröt. . . . . . 130
— Magnusiana Arth. . . . . 149
— Medicaginicola Speg. . . . 125
— Medicaginis Speg. . . . . 125
— mediterranea Lindr. . . . . 36
— Menthæ Pers. . . . . . . 59
— Mercurialis Mart. . . . . 152
— miniata Pers. . . . . . . 131
— miniata Pers. var. Lini Pers. . 148
— mixta Schlecht. . . . . . 151
— moricola Henn. . . . . . 135
— Muscari Duby . . . . . . 119
— Onobrychidis Desm. . . . 110
— orbicularis Mart. . . . . 146
— Pæoniæ Cast. . . . . . . 158
— Pæoniarum Desm. . . . . 158
— *pallens Sacc.* . . . . . . 166
— Phaseolarum DC. . . . . 94
— Phaseoli Str. . . . . . . . 94
— Phillyreæ Cast. . . . . . 160
— Phragmites Schum. . . . . 64
— Pini Spreng. . . . . . . 164
— Pisi Str. . . . . . . . . 112
— planiuscula Mont. . . . . 117
— Polygonorum DC. . . . . 113
— polymorpha Str. var. Euphorbiæ Str. . . . . . . . . . 144
— Porri Sow. . . . . . . . 69
— Potentillarum DC. var. Agrimoniæ-Eupatoriæ DC. . . . 155
— prœminens DC. . . . . . . 114
— Pruni Cast. . . . . . . . 70
— punctata DC. . . . . . . 144
— pustulata Pers. var. Caryophyllacearum Duby . . . . 154
— pustulata Pers. var. Cerastii Pers. . . . . . . . . . 154
— pustulata Pers. var. Cerastiorum DC. . . . . . . . . . 154
— Quercus Brond. . . . . . . 159
— Quercus-myrsinifoliæ Henn. . 159
— Rinanthacearum DC. . . . 162
— Rhododendri DC. . . . . 157
— Ribesii-purpureæ Arth. . . . 151
— *Ricini Biv.-Bern.* . . . . 167
— Rosæ Pers. . . . . . . . 131
— Rosæ-centifoliæ Pers. . . . 131
— Rubi-fruticosiPers. . . . . 132
— Rubigo DC. var. Campanularum DC. . . . . . . . . . 161
— Rubigo DC. var. Sonchi-arvensis DC. . . . . . . . . . 165
— Rubigo-vera DC. . . . . . 38
— Ruborum DC. . . . . . . 132
— Rumicis Schum. . . . . . . 117
— Rumicis-aquatici DC. . . . 117
— Rumicis-scutati DC. . . . 76

Uredo Rumicum DC. . . . . . 117
— Satureiæ Cast. . . . . . . 59
— Scillarum Grev. . . . . . . 119
— Scirpi Cast. . . . . . . . 120
— scutellata Pers. . . . . . 122
— scutellata Pers. var. Euphorbiæ-Cyparissiæ Str. . . . . . 122
— scutellata Schw. . . . . . . 114
— Senecionis DC. . . . . . . 164
— Senecionis Mart . . . . . 164
— Senecionis Schum. . . . 164
— Sepium Spreng. . . . . . . 30
— simplex Erikss. et Henn. . . 79
— Sonchi DC. . . . . . . . 165
— Sonchi Mart. . . . . . . . 165
— Sonchi Schum. . . . . . . 165
— Sonchi-arvensis Pers. . . . 165
— Sonchina Thüm. . . . . . 82
— Sorghi Fuck. . . . . . . . 72
— Sorghi Passer. . . . . . . 72
— Sorghi-halepensis Pat. . . . 72
— sororia Lasch. . . . . . . 117
— striola Str. . . . . . . . 64
— suaveolens Pers. . . . . . . 63
— Terebinthi DC. . . . . . . 127
— Thesii Desv. . . . . . . . 86
— Trabutii Pat. . . . . . . . 135
— tremulosæ Str. var. Campanulæ Str. . . . . . . . . . 161
— Trifolii DC. . . . . . . . 128
— tuberculosa Schum. . . . . 165
— Viciæ Rebent. . . . . . . 103
— Viciæ-Fabæ Pers. . . . . 103
— Viciæ-Fabæ Schum. . . . . 103
— Vincæ DC. . . . . . . . 90
— Violæ DC. . . . . . . . . 91
— Vitellina DC. . . . . . . 153

*Uromyces Acetosæ Schröt.* . . 92
— acutatus Fuck. . . . . 111, 116
— æcidii-glaucis Liro . . . . 120
— æcidii-pastinacæ Liro . . . 120
— Alliorum Cooke . . . . . . 69
— *Anthyllidis (Grev.) Schröt.* . 93
— appendiculatus Fr. . . . . 94
— *appendiculatus (Pers.) Lk.* . . 94
— appendiculatus Ung. . . . . 103
— Aviculariæ Schröt. . . . . 113
— *Behenis (DC.) Ung.* . . . . 95
— Behenis Lév. . . . . . . . 95
— Behenis Niessl. . . . . . . 95
— *Betæ (Pers.) Lév.* . . . . . 96
— Betæ Tul. . . . . . . . . 96
— Burrili Lagerh. . . . . . . 120
— *Cachrydis Har.* . . . . . . 97
— Caraganicola Henn. . . . . 104
— Caryophyllinus (Schr.) Schröt . 98

*Uromyces Caryophyllinus (Schr.) Wint.* . . . . . . . . 98
— Chamæsycis Sacc. . . . . 114
— *Chenopodii (DC.) Schröt.* . . 99
— *Ciceris-arietinis (Grogn.) Jacz. et Boy.* . . . . . . . . 100
— concentricus Fuck. . . . . 119
— concentricus Lév. . . . . 119
— concomitans Berk. et Br. . . 121
— cristatus Schröt. . . . . . 98
— *cristatus Schröt. et Niessl.* . . 101
— *Dactylidis Otth.* . . . . . 102
— Dactylidis Otth. . . . . . 105
— Dianthi Niels . . . . . . 98
— Dolichi Cke. . . . . . . . 94
— Erythronii (DC.) Passer. . . 116
— Euphorbiæ Cke. et Peck. . . 114
— Euphorbiæ-corniculatæ Jordi . 108
— excavatus DC. var. Euphorbiæ--serratæ DC. . . . . . . 109
— excavatus DC. var. sublævis Tranzsch. . . . . . . . 126
— *Fabæ (Pers.) Du Bary* . . . 103
— fraternus Lasch. . . . . . 117
— Genistæ Fuck. . . . 104, 124
— Genistæ Pers. . . . . . 104
— Genistæ-tinctoriæ (Pers.) Fuck. . 124
— *Genistæ-tinctoriæ (Pers.) Wint.* 104
— Genistæ-tinctoriæ (Pers.) Wint. . 124
— giganteus Speg. . . . . . 99
— giganteus Speg. var. erythræus Trott. . . . . . . . . 99
— *graminis (Niels) Diet.* . . . 105
— graminum Cooke . . . . 102
— *Hippomarathricola S. Câm.* . 106
— Hordei Niessl. . . . . . 79
— inæquialtus Lasch. . . . . 123
— Iridis Lév. . . . . . . . 50
— Kalmusii Sacc. . . . . . 126
— Laburni Fuck. . . . . . 104
— lævis Racib. . . . . . . 126
— Lathyri Fuck. . . . . . 112
— *Limonii (DC.) Lév.* . . . . 107
— lineolatus (Desm.) Schröt. . . 120
— Loti Blytt. . . . . . . 108
— Lupini Berk. et Curt. . . . 115
— Lupini Sacc. . . . . . . 115
— Lychnidis Lagerh. . . 123, 130
— Macouncianus Ell. et Ev. . . 114
— maritimæ Plour. . . . . . 120
— Medicaginis Passer. . . . . 125
— Medicaginis-falcatæ Wint. . . 125
— *monspessulanus Tranzsch.* . . 109
— Muscari Lév. . . . . . . 119
— obscurus Diet. et Holw. . . 94
— *Onobrychidis (Desm.) Lév.* . . 110
— *Ornithogali Lév.* . . . . . 111
— Orobi Pers. . . . . . . . 103
Uromyces Peckianus Farl. . . . 105
— Persicæ Rabenh. . . . . . 70
— Phaseolarum De By. . . . 94
— Phaseoli Cke. . . . . . 94
— Phaseoli Wint. . . . . . 94
— *Pisi (Pers.) Wint.* . . . . 112
— Pisi-sativi Liro . . . . . 112
— Poiraultii Har. . . . . . 121
— *Polygoni (Pers.) Fuck.* . . . 113
— Polygonorum Lév. . . . . 113
— polymorphus Peck. et Clint. . 103
— *prœminens (DC.) Lév.* . . . 114
— Pteleacearum Rabenh. . . . 104
— Pteroclænæ Lindr. . . . . 97
— puccinioides Fautr. et Roll. . . 81
— pulvinatus Kalchbr. et Cke. . 114
— *renovatus Syd.* . . . . . 115
— *reticulatus (Thüm.) Bub.* . . 116
— *Rumicis (Schum.) Wint.* . . 117
— Rumicis (Schum.) Wint. . . 92
— Rumicum Fuck. . . . . . 117
— Rumicum Lév. . . . . 92, 117
— *Salsolæ Reich.* . . . . . . 118
— Schröteri De Toni . . . . 130
— *Scillarum (Grev.) Wint.* . . 119
— *Scirpi (Cast.) Burr.* . . . . 120
— Scirpi (Cast.) Lagerh. . . . 120
— *Scrophulariæ (DC.) Fuck.* . . 121
— Scrophulariæ Lév. . . . . 121
— *scutellatus (Schröt.) Lév.* . . 122
— scutellatus (Schröt.) Lév. f. β Ed. Fisch. . . . . . . 122
— *Silenes (Schlecht.) Fuck.* . . 123
— sinensis Speg. . . . . . 98
— Sonchi Oud. . . . . . . 81
— *Sparti-juncei Syd.* . . . . 124
— *striatus Schröt.* . . . . . 125
— striatus Schröt. . . . . . 108
— *sublævis Tranzsch.* . . 122, 126
— Suædæ Jacz. . . . . . . 99
— *Terebinthi (DC.) Wint.* . . . 127
— *tinctoriicola Magn.* . . . . 122
— Toxicodendri Berk. et Rav. . . 127
— Trifolii Fuck. . . . 128, 129
— *Trifolii (Hedw. f.) Lév.* . . 128
— *Trifolii-repentis (Cast.) Liro* . 129
— *Valerianæ (Schum.) Fuck.* . . 177
— Verbasci Niessl. . . . . . 121
— *verruculosus Schröt.* . . . 130
— Viciæ Fuck. . . . . . . 103
— Vignæ-luteolæ Henn. . . . 94
— Yschisnagai Henn. . . . . 103

Xyloma Allii DC. . . . . . . 3
— Lini Ehrb. . . . . . . . 148

*Zaghouania Phillyreæ (DC.) Pat.* . 160

# INDICE

**das espécies parasitadas por Uredíneas**

*Agraphis cernua Reichb.* . . . 119
Agrimonia Eupatoria L. . . . 155
Agrostis sp. . . . . . . . . 31
Allium sp. . . . . . . . 3, 69
— Ampeloprasum L. . . . 3, 69
— *Fernandesii Welw.* . . . . 3
— gaditanum Perez-Lara . . . 3
— *magicum Brot.* . . . . . . 3
— nigrum L. . . . . . . . 3
— paniculatum L. . . . . . 3
— paniculatum L. var. pallens L. . 3
— pruinatum Lk. . . . . . 3
— roseum L. . . . . . . 3, 69
— sativum L. . . . . . . . 3
— sphærocephalum L. . . . 3, 69
— vineale L. . . . . . . . 3 3a
— Vitorialis L. . . . . . . . 116
Althæa armeniaca Tenore . . . 57
— officinalis L. . . . . . . . 57
— rosea Cav. . . . . . . 57
Amelanchier vulgaris Moench. . 139
Amygdalus communis L. . . . 70
— *Persica L.* . . . . . . . 22
Anchusa italica Retz. . . . . 38
— undulata L. . . . . . . . 38
*Andropogon halepensis (L.) Brot.* . 72
— hirtus L. . . . . . . . . 23
— hirtus L. var. pubescens Vis. . 23
— *pubescens Vis.* . . . . . . 23
Anthoxantum amarum Brot. . . 5
Anthyllis Gerardi L. . . . . . 93
— Vulneraria L. var. litorea . . 93
Arbutus Unedo L. . . . . . . 156
*Aronia rotundifolia Pers.* . . . 139
Artemisia sp. . . . . . . . 1
Arundo Donax L. . . . . . 64
Asphodelus sp. . . . . . . . 7
— *albus Mill.* . . . . . . . 7
— lusitanicus P. Cout. . . . . 7
— microcarpus Viv. . . . . . 7
— ramosus L. . . . . . . . 7
Avena sp. . . . . . . . 31, 35
— barbata Brot. . . . . 8, 31, 46
— *hirsuta Moench.* . . . . . 8
— sativa L. . . . 31, 46, 55, 55a
Bartsia Trixago L. . . . . . . 162
— viscosa L. . . . . . . . 162
*Bellardia Trixago All.* . . . . 162
Bellis annua L. . . . . . . . 62
— sylvestris (L.) Cyr. . . . 62, 172
Beta maritima L. . . . . . . 95
— vulgaris L. . . . . . . . 96
— vulgaris L. subsp. maritima L. . 96
Brachipodium pinnatum (L.) Beauv. 9
Bromus sp. . . . . . . . 45, 46
— Madritensis L. . . . . 45, 84
— *rigens L.* . . . . . . . . 45
— rigidus Roth. . . . . . 45
— rigidus Roth. var. Gussonei (Parl.) . . . . . . . . 45
Bupleurum protractum Hoffgg. et Lk. . . . . . . . . . . 12
— *subovatum Lk.* . . . . . . 12
Buxus sempervirens L. . . . . 13

Calamintha officinalis Moench. var. montana (Hoffgg. et Lk.) P. Cout. . . . . . . . . 59
Calystegia sæpium (L.) R. Br. . 30
Campanula Herminii Hoffgg. et Lk. 14
— Lœflingii Brot. . . . . . 161
— *lusitanica L.* . . . . . . . 161
Carduus sp. . . . . . . . . 16
— *acanthoides Lam.* . . . . . 16
— pycnocephalus L. . . . 15, 16
— *tenuiflorus Curt.* . . . 15, 16
Carex sp. . . . . . . . . 17
— *cæspitosa Brot.* . . . . . . 78
— *Hudsonii A. Benn.* . . . . 78
— paniculata L. . . . . . 17, 76
— stricta Good. . . . . . . . 78
Centaurea Calcitrapa L. . . . 20
— Hoffmanseggiana Laz. . . . 21
— paniculata L. . . . . . . . 19
— polyacantha Willd. . . . . 19
Cerastium sp. . . . . . . . 154
Chondrilla juncea L. . . . . 24
Chrysanthemum sp. (cult.) . . 25
— coronarium L. . . . . . . 73
— sinense Sab., var. . . . . . 25

---

Os números que seguem os nomes das espécies no índice, referem-se aos que antecedem os nomes das espécies no texto; os números seguidos da letra «a», referem-se aos exemplares incluídos no apêndice. Os nomes escritos em itálico são os nomes da sinonimia.

Cicer arietinum L. . . . . . . 100
Cichorium Endivia L. . . 26, 26 a
— Intybus L. . . . . . . . . 26
Circæa lutetiana L. . . . . . . 27
*Cirsium sp.* . . . . . . . . . 52
— *arvense Scop.* . . . . . . 63
— *lanceolatum Hill.* . . . . . 29
— *palustre (L.) Scop.* . . . . 28, 52
— *palustre Scop. var. spinosissimum Wk.* . . . . . . . . . 52
— *tuberosum All.* . . . . . . 28
Clematis Flammula L. . . . . . 2
— *lathyrifolia Bss.* . . . . . . 2
— recta L. . . . . . . . . 2
Cnicus sp. . . . . . . . . . 52
— arvensis Hoffgg. . . . . . 63
— lanceolatus Willd. . . . . 29
— palustris Willd. . . . . 28, 52
— palustris Willd. var. spinosissimum Wk. . . . . . . 52
— tuberosus Roth. . . . . . . 28
Colutea arborescens L. . . . . 104
Corrigiola littoralis L. . . . . 32
Cotyledon lusitanica Lam. . . . 176
— Umbilicus L. . . . . . . 88, 176
Cratægus monogyna Jacq. . 136, 138
— Oxyacantha L. . . . 136, 138
Crepis sp. . . . . . . . 34
— taraxacifolia Thuill. . . . . 33
Cressa cretica L. var. villosa (Hoffgg. et Lk.) Choisy . . . . 35
— *villosa Hoffgg. et Lk.* . . . . 35
Crucianella maritima L. . . . . 36
Cydonia oblonga Mill. . . . . . 138
*Cynanchum nigrum Pers.* . . . . 158
— *Vincetoxicum Pers.* . . . . . 158
Cynodon Dactylon (L.) Pers. . . 37
Cyperus longus L. . . . . . 75, 75 a

Dactylis glomerata L. . . . . . 102
Dianthus Caryophyllus L. . 98, 101
Dipcadi serotinum (L.) Medic. . . 119
*Dolichos monachalis Brot.* . . . . 94
Dorycnopsis Gerardi (L.) Boiss. . 93

Echium lusitanicum L. . . . . 168
Emex spinosa (L.) Campd. . . . 117
*Endymion campanulatus Parl.* . . 41
— *cernuus Dum.* . . . . . . . 119
Eryngium campestre L. . . . . 39
Euphorbia sp. . . . . . . . . 144
— amygdaloides L. . . . . . . 141
— bœtica Bss. . . . . . . . . 126
— Chamæsyce L. . . . . . . . 114
— Chamæsyce L. var. canescens (L.) Bss. . . . . . . . . 114
— Characias L. . . . . . . . . 143
— falcata L. . . . . . . . . . 144
Euphorbia helioscopia L. . . . . 144
— nicæensis All. . . . . . . . 122
— Peplus L. . . . . . . . . . 144
— pterococca Brot. . . . . . . 144
— rupicola Bss. . . . . . 141, 144
— serrata L. . . . . . . . . . 109
*Euphrasia viscosa Bth.* . . . . . 162

*Festuca Alopecurus Brogn.* . . . 31
— Arundo Hook. . . . . . . . 31
— clavata Moench. . . . . 38, 45 a
— Myuros L. . . . . . . . . . 45
Ficus Carica L. . . . . . . . . 135
Fœniculum vulgare Mill. . . . . 171
*Frangula nigra Samp.* . . . . . 31
Frankenia hirsuta L. var. lævis (L.) Bss. . . . . . . . . 42
— *lævis L.* . . . . . . . . . . 42

Galactitis tomentosa Moench. . . 43
Galium erectum Huds. . . . . 71
— Mollugo L. . . . . . . . . 71
Gaudinia fragilis (L.) Beauv. . . 38
Gladiolus sp. . . . . . . . . 44
— illyricus Koch. . . . . . . 44
— illyricus Koch. subsp. Reuteri Bss. . . . . . . . . . . 44
— *Reuteri Bss.* . . . . . . . . 44
— segetum Ker.-Gawl. . . . 44, 44 a
Gypsophila elegans Bieb. . . . . 6 a

Heracleum Sphondylium L. . . 47
Herniaria glabra L. . . . . . . 61
— *maritima Lk.* . . . . . . . 61
Hieracium boreale Fr. . . . . . 48
— Pilosella L. . . . . . . . 48, 66
Hippocrepis unisiliquosa L. . . 93
Hippomarathrum cristatum Bss. . 106
— *pterochlœnum (DC.) Bss.* . . . 106
Holcus lanatus L. . . . . . 31, 55
— mollis L. . . . . . . . . . 31
*Hordeum hexastichon L.* . . . . 31
— murinum L. . . . . . . . . 38
— vulgare L. . . . . . . . 45, 79
— vulgare L. subsp. hexastichum L. 31
Hypericum perforatum L. . . . . 145
Hypochœris radicata L. . . . . 49

Ilex Aquifolium L. . . . . . . . 156
Inula viscosa (L.) Ait. . . . . . 163
*Iris albicans Lge.* . . . . . . . 50
— florentina L. . . . . . . . . 50

Jasminum fruticans L. . . . . . 51
Juniperus Oxycedrus L. . . . . 136
— phœnicea L. . . . . . . . . 137

*Lasiopera viscosa Hoffgg. et Lk.* . 162

Lathyrus Cicera L. . . . . . . 103
— latifolius L. . . . . 103, 112
— latifolius L. var. angustifolius Godr. . . . . . . . . 112
Lavatera cretica L. . . . . . 57
— Olbia L. . . . . . . . . 57
Leontodon (Hieracium ?) sp. . . 48
— dens-leonis (Taraxacum officinale Webb. subsp. Dens-leonis (Desf.) ?) . . . . . . . 53
— tuberosus L. . . . . . 53, 169
Linum sp. . . . . . . . . . 148
— angustifolium Huds. . . . 148
— gallicum L. . . . . . . . 148
— usitatissimum L. . . . . . 148
Lolium sp. . . . . . . . . . 46
— multiflorum Lam. . . . 55, 46a
— rigidum Gaud. . . . . . . 55
— temulentum L. . . . . . . 87
Lotus commutatus Guss. . . . 125
— *creticus L. subsp. commutatus Guss.* . . . . . . . . 125
— Salzmanni Bss. et Reut. . . 125
— uliginosus Schkr. . . 108, 125
Lupinus sp. . . . . . . . . 115
— albus L. . . . . . . . . 115
— angustifolius L. . . . . . 115
— luteus L. . . . . . . . . 115
Luzula Forsteri (Sm.) DC. . . 62
— pilosa Lk. . . . . . . . 62
Lychnis sp. . . . . . . . . 6
— alba Mill. . . . . . . . 6, 130
— *dioica L.* . . . . . . . . 6
— sylvestris Schk. . . . . . 6

Malva Alcea L. . . . . . . . 57
— italica Poll. . . . . . . . 57
— *mauritiana L.* . . . . . . 57
— nicæensis All. . . . . . . 57
— *rotundifolia Brot.* . . . . 57
— sylvestris L. . . . . . . . 57
— sylvestris L. var. mauritiana (L.) Boiss. . . . . . . . . 57
*Medicago arabica (L.) All.* . . 125
— maculata Willd. . . . . . 125
*Melandrium sp.* . . . . . . . 6
— *album (Mill.) Garcke.* . . 6, 130
— *pratense Roehl.* . . . . . 6
— *rubrum (Weig.) Garcke.* . . 6
Melica sp. . . . . . . . . 105
Mentha rotundifolia Huds. . . 59
— rotundifolia Huds. var. hirsuta . 59
— viridis L. . . . . . . . . 59
Mercurialis annua L. . . . . 178
Muscari comosum (L.) Mill. . . 119

Nepeta sp. . . . . . . . . 59

Onobrychis eriophora (Pourr.) Desv. . . . . . . . . 110
Origanum vulgare L. . . . . . 59
*Ornithogalum nanum Brot.* . . 111
— unifolium Ker.-Gawl. . . . 111
Oryzopsis canadensis Torr. . . 67

Pæonia sp. . . . . . . 158, 173
— albiflora Pall. . . . . . . 158
— *arborea Donn.* . . . . . . 158
— *Broteri Bss. et Reut.* . . . 158
— corallina Retz. . . . . . . 158
— corallina Retz. subsp. Broteri Bss. et Reut. . . . . . . 158
— *edulis Salisb.* . . . . . . 158
— *mascula Desf. subsp. Broteri Bss. et Reut.* . . . . . . 158
— Moutan Sims. . . . . . . 158
*Parentucellia viscosa Car.* . . . 162
*Phaseolus nanus L.* . . . . . 94
— vulgaris L. . . . . . . . 94
Phillyrea angustifolia L. . . . 160
— latifolia L. . . . . . . . 160
— media L. . . . . . . . . 160
Phragmites communis Trin. . . 56
Picridium vulgare Desf. . . . 74
Picris hieracioides L. . . . . 65
*Pimpinella bubonoides Brot.* . . 18
— villosa Schousb. . . . . . 18
*Pinardia coronaria Less.* . . 73
Pinus sp. . . . . . . . . 164
— *maritima Lam.* . . . 158, 164
— Pinaster Sol. . . . . 158, 164
*Piptatherum multiflorum Beauv.* . 67
Pirus Aucuparia (L.) Ehrh. . . 139
— Cydonia L. . . . . . . . 138
Pistacia Terebinthus L. . . . 127
Pisum sativum L. . . . . . . 103
Poa trivialis L. . . . . . . . 46
Polygonum amphibium L. . . . 68
— aviculare L. . . . . . . . 113
— dumetorum L. . . . . . . 68
Polypogon sp. . . . . . . . 38
Populus alba L. . . . 147, 150, 152
— alba L. × P. tremula Krause . 147
— *canadensis Burgsdf.* . . . . 147
— *canescens Sm.* . . . . . . 147
— monilifera Ait. . . . . . . 147
— nigra L. . . . . . . 140, 147
— *nigra L. var. italica Duror.* . 147
— pyramidalis Salisb. . . . . 147
— tremula L. . . . . . . . 149
virginiana Fouger . . . . . 147
Poterium Magnolii Spach. . . . 133
— Sanguisorba L. . . . . . . 133
Prangos uloptera DC. . . . . 97
Prunus Armeniaca L. . . . 70, 70a
— domestica L. . . . . . . . 70

Prunus Persica (L.) Stock. . . 22, 70

Quercus sp. . . . . . . . . . 159
— humilis Lam. . . . . . . 159
— lusitanica Lam. . . . . . 159
— *pedunculata Ehrh.* . . . . . 159
— Robur L. . . . . . . . . 159
Ranunculus sp. . . . . . . . 175
*Reichardia gaditana Wk.* . . . 74
Rhagadiolus edulis Gaertn. . . 74
— *stellatus (L.) Gaertn. var. edulis (Gaertn.) DC.* . . . . . . 74
Rhamnus Alaternus L. . . . 55a, 60
— Frangula L. . . . . . . . 31
Rhododendron ponticum L. var. bæticum Bss. et Reut. . . 157
Ricinus communis L. . . . . . 167
— *spectabilis Blume* . . . . 167
Rosa sp. (cult.) . . . . . . . 131
— alba L. . . . . . . . . 131
— canina L. . . . . . . . 131
— centifolia L. . . . . . . 131
— *scandens Brot.* . . . . . . 131
— sempervirens L. . . . . . 131
Rubus sp. . . . . . . . 132, 134
— amœnus Port. . . . . . . 134
— bifrons Vent. . . . . . . 134
— *discolor Wk.* . . . . . 132, 134
— *fruticosus L.* . . . . . . . 134
— Idæus L. . . . . . . . . 134
— plicatus Weihe et Nees var. lusitanicus Samp. . . . . . . 134
— Questierii Lefév. et Muell. . . 132
— ulmifolius Schott. . . . 132, 134
— ulmifolius Schott. subsp. rusticanus Merc. var. attenuatus . 134
— ulmifolius Schott. subsp. rusticanus Merc. var. contractus 132, 134
Rumex sp. . . . . . . . . . 117
— Acetosa L. . . . . . . . 117
— Acetosa L. var. australis . . 92
— arifolius All. . . . . . . . 117
— bucephalophorus L. . . . . . 11
— montanus Desf. . . . . . . 117
— obtusifolius L. . . . . . . 117
— pulcher L. . . . . . . . 117
— scutatus L. . . . . . . 76, 92
— spinosa L. . . . . . . . 117

Salix sp. . . . . . . . . . 153
— alba L. var. vitellina L. . . . 153
— *atro-cinerea Brot.* . . . . . 151
— cinerea L. var. atro-cinerea (Brot.) Samp. . . . . . . . . 151
— fragilis L. var. decipiens (Hoffgg.) Koch. . . . . . . . . 146
— *vitellina L.* . . . . . . . . 153
Salsola Soda L. . . . . . . . 118
*Sanguisorba minor Scop.* . . . . 133
— *minor Scop. subsp. Magnolii Spach.* . . . . . . . . 133
*Satureia Calamintha (L.) Scheele var. montana (Hoffgg. et Lk.) P. Cout.* . . . . . . . . 59
Saxifraga granulata L. . . . . 77
*Schœbæria sp.* . . . . . . . . 99
*Scilla Bertoloni Duby* . . . . 119
— bifolia L. . . . . . . . 119
— *campanulata Ait.* . . . . . 41
— festalis Salisb. . . . . . . 119
— hispanica Mill. . . . . . . 41
— italica L. . . . . . . . . 119
— *maritima L.* . . . . . . . 119
— *nonscripta Hoffgg. et Lk. var. cernua L.* . . . . . . . 119
— *pumila Brot.* . . . . . . . 119
Scirpus lacustre L. . . . . . 179 a
— maritimus L. . . . . . . . 120
Scrophularia sp. . . . . . . . 121
— ebulifolia Hoffgg. et Lk. . . 121
— *grandiflora DC.* . . . . . . . 121
— Herminii Hoffgg. et Lk. . . 121
— sambucifolia L. . . . . . . 121
— Scorodonia L. . . . . . . 121
— sublyrata Brot. . . . . . . 121
Secale cereale L. . . . . . . 38
Senecio sp. . . . . . . . . 164
— (Cineraria) cruentum DC. . . 164
— gallicus Chaix. . . . . . . 164
— mikanioides Ott. . . . . . . 170
— præaltum Bert. var. foliosi (Salzm.) . . . . . . . 164
— scandens Buch.-Ham. . . . 164
— vulgaris L. . . . . . . . 164
Setaria verticillata (L.) Beauv. . . 31
Silene Cucubalus Wibel . 10, 95, 10a
— *inflata Sm.* . . . . . . . 10, 95
— nicæensis All. . . . . . . 123
— *venosa (Gilib.) Asch.* . 10, 95, 10a
Smyrnium Olusatrum L. . . 80, 80a
Sonchus sp. . . . . . . . . 82
— arvensis L. . . . . . . 81, 165
— maritimus L. . . . . . . . 81
— oleraceus L. . . . . 81, 82, 165
*Sorbus Aucuparia L.* . . . . . 139
Sorghum halepense Pers. . . . 72
Spartium junceum L. . . . . 124
Spergula arvensis L. . . . . . 83
Statice sinuata L. . . . . . . 107
Stellaria graminea L. . . . . . 6
— media (L.) Cyr. . . . . . . 6
Suæda sp. . . . . . . . . . 99

Taraxacum officinale Weber . . 85
— *vulgare Schrank* . . . . . . 85
Teucrium Scorodonia L. . . . . 4

Thesium divaricatum Jan. . . . 86
*Thrincia grumosa Brot.* . . 53, 169
— tuberosa DC. . . . . 53, 169
Trifolium sp. . . . . . . . 128
— incarnatum L. . . . . . . 128
— pratense L. . . . . . . . 128
— repens L. . . . . . . 128, 129
— stellatum L. . . . . . . . 128
Trigonella Fœnum-græcum L. . . 93
*Triticum æstivum L. subsp. durum (Desf.) Thell.* . . . . . . 45
— *æstivum L. subsp. vulgare Vill.* . . . . . . . . 45, 46, 87
— *durum Desf.* . . . . . . . 45
— vulgare Vill. . . . . . 45, 46, 87
— vulgare Vill. subsp. durum (Desf.) Thell. . . . . . . . . 45
*Trixago apula Stev.* . . . . . . 162

*Umbilicus erectus DC.* . . . . . 176
— *pendulinus DC.* . . . . . 88, 176
*Urachne parviflora Trin.* . . . . 67
Urginea maritima (L.) Back. . . 119
— *Scilla Steinh.* . . . . . . 119
*Uropetalum serotinum Ker.-Gawl.* 119

Valeriana sp. . . . . . . . . 177
Vasconcellia (Vasconcellosia?) hastata Car. . . . . . . . 166
Vicia Faba L. . . . . . . . . 103
— hirsuta (L.) Gray . . . . . 103
— sativa L. . . . . . . . . . 103
Vigna Catjang Walp. var. monachalis Brot. . . . . . . . 94
— *sinensis Endl. var. monachalis Brot.* . . . . . . . . . 94
Vinca difformis Pourr. . . . . . 90
— major L. . . . . . . . . . 90
— media Hoffgg. et Lk. . . . . 90
Vincetoxicum nigrum Moench. . 158
— officinale Moench. . . . . . 158
— purpurascens Morr. et Dcene. . 158
Viola sp. . . . . . . . . . . 91
— odorata L. . . . . . . . 91, 174
*Vulpia geniculata Lk.* . . . . 38, 45a
— *Myurus Gmel.* . . . . . . . 45

Zea Mays L. . . . . . . . . 58

# CORRIGENDA

| PÁG. | LINHA | ONDE ESTÁ | EMENDE-SE |
|---|---|---|---|
| 172 | 6 | 00 | 103 |
| 174 | 26 e 27 | 25 | 26 |
| 179 | 6 | 28 | 27 |
| 181 | 6 | Colares: | Colares, |
| 186 | 12 | **Corrigiolae** | **Corrigiolæ** |
| » | 27 | 26 | 46 |
| 187 | 3 | Chroysi | Choisy |
| » | 23 | Retz. | Retz.: |
| » | 26 | Aqua Flavia | Chaves |
| » | 31 | 25 | 26 |
| 188 | 7 | 25 | 26 |
| 191 | 5 | Vill. | Vill.): |
| 192 | Nota | 65) | 66) |
| 205 | última | serão porém mencionadas | será porém mencionada |
| 219 | 4 | *liniolata* | *lineolata* |
| 221 | 7 | *Kalmussi* | *Kalmusii* |
| 223 | 27 | *Rosa centifolia* L. | *Rosa centifolia* L.: |
| » | 34 | *rum* 46 | *rum*, 46 |
| 226 | 15 | *ficicola* | *Ficicola* |
| » | 16 | De Tani | De Toni |
| » | 16 | *citrina* | *Citrina* |
| » | 17 | Rav. ?; | Rav.; |
| 227 | 6 | 1936 | 1936). |
| » | última | *Ræstelia* | *Rœstelia* |
| 233 | 16 | **Ribesii-purpureœ** | **Ribesii-purpureæ** |
| » | 23 | *Ribesii-epites* | *Ribesii-epitea* |
| 234 | 21 | **Carxophyllacearum** | **Caryophyllacearum** |
| 235 | 2 | **Agrimoniœ** | **Agrimoneæ** |
| 236 | 32 | Moller | Mesnier |
| 238 | 7 | **Phillyreœ** | **Phillyreæ** |

# SUR LA CARYOLOGIE DE *WELWITSCHIA MIRABILIS* HOOK. F.

*par*

**ABÍLIO FERNANDES**

## INTRODUCTION

DANS son étude sur la microsporogenèse de *Welwitschia mirabilis*, PEARSON (1909) essaya de déterminer le nombre chromosomique de cette espèce. De ses observations, il conclut que le nombre gamétique des chromosomes doit être compris entre 22 et 26 et croit que 25 en est le chiffre exact. Cependant, et malgré cela, l'auteur représente, dans sa fig. 5, Pl. 22, une métaphase de la division homéotypique, où l'on trouve 21 chromosomes.

Le nombre indiqué par PEARSON (1909) paraissant être inexact, FLORIN (1932) s'est efforcé de le déterminer rigoureusement. En observant des plaques équatoriales du méristème radiculaire, cet auteur a été amené à conclure que le nombre zygotique est de 42, en accord avec le nombre gamétique 21, figuré par PEARSON dans la métaphase de la division homéotypique déjà mentionnée.

FLORIN, toutefois, a travaillé sur un matériel insuffisant et n'a pas rencontré de plaques équatoriales offrant tous les chromosomes dans une même coupe. C'est pourquoi il a été obligé, pour faire les numérations, de combiner les images de la même métaphase existant dans deux ou trois coupes successives. Comme on le sait très bien, les chromosomes d'une certaine plaque, quand les coupes sont trop minces, courent le risque d'être coupés par le rasoir du microtome et, de cette façon, les deux métaphases présentées par FLORIN pourraient donner naissance à des doutes sur l'exactitude du nombre établi.

Les choses étant ainsi, le présent travail a été tout d'abord entrepris dans le but d'obtenir confirmation ou infirmation du nombre établi par FLORIN. En même temps, deux autres questions se sont présentées à notre esprit:

1) Les études de PEARSON (1906 et 1909) ont fait connaître le développement du sac embryonnaire et les remarquables phénomènes de la fécondation chez *Welwitschia*. D'après cet auteur, les tubes du sac embryonnaire possèdent plusieurs noyaux (de deux à six). Normalement, ces noyaux ne se fusionnent pas, contrairement à ce qui arrive pour les noyaux des compartiments de la région inférieure, mais, dans certains cas, *an entirely similar fusion of all nuclei of an embryo-sac-tube may exceptionally occur* (PEARSON, 1909, p. 350). Ces faits sont mis hors de doute par l'analyse des figures de PEARSON 30 A et 30 B, Pl. 25.

L'observation de la figure 31, Pl. 25 du même auteur, qui représente l'extrémité d'un tube du sac embryonnaire prêt à être fécondé, met en évidence trois noyaux femelles séparés. Le noyau moyen présente deux nucléoles, ce qui paraît indiquer qu'il s'agit d'un noyau diploïde, puisque *Welwitschia mirabilis* possède, à l'état haploïde, un seul chromosome satellitifère. Si cette interprétation était exacte, nous pourrions dire que, dans certains tubes, il se produit une fusion partielle des noyaux dont il résulterait, dans le même tube, des noyaux haploïdes et polyploïdes.

S'il en était ainsi, il y aurait chez *Welwitschia* trois espèces de tubes: 1) ceux qui n'ont que des noyaux haploïdes (les plus fréquents); 2) ceux qui ont des noyaux haploïdes et des noyaux polyploïdes; 3) ceux qui ont un seul noyau provenant de la fusion de tous les autres. Si ces trois catégories de tubes existaient dans la réalité et si les noyaux polyploïdes pouvaient être fécondés et engendrer des embryons susceptibles de se développer, *Welwitschia mirabilis* serait une plante extraordinairement favorable à l'établissement de formes polyploïdes.

D'autre part, les expériences de beaucoup d'auteurs (SAKAMURA, 1916; BORGENSTAM, 1922; DE MOL, 1921, 1923, 1929, 1933, 1934 a, b, 1936; BELLING, 1925; MICHAELIS, 1926, 1928; STOW,

1927; HEILBORN, 1930; CÂMARA, 1935, 1936; SAX, 1936; etc.) ont montré que nombre de plantes soumises à l'action de variations de température pendant les divisions de réduction présentent des anomalies dans le cours de ces divisions. Cependant, les plantes ne sont pas toutes également sensibles à l'action des variations de température, puisque l'on en a découvert qui ne sont nullement influencées. Dans le cas des plantes sensibles, les anomalies se traduisent par la formation de gamètes anormaux parmi lesquels on peut rencontrer, en dehors d'autres types, des gamètes diploïdes ou même tétraploïdes. De la fusion des gamètes haploïdes avec les polyploïdes et de la fusion des gamètes polyploïdes entre eux, il résultera les diverses formes polyploïdes.

On comprend ainsi que l'action de la température pourra être un facteur important pour l'établissement de formes polyploïdes, puisque ce qui arrive dans les expériences de laboratoire se produit également dans les conditions naturelles, ainsi que le montrent très bien les travaux de HAGERUP (1927, 1932, 1933) et d'autres auteurs.

Comme il est bien connu, *Welwitschia mirabilis* se trouve dans la région la plus aride du littoral du sud-ouest de l'Afrique, particulièrement dans les déserts de Mossâmedes et Kaokoveld. De cette façon, les plantes sont soumises, dans leurs conditions naturelles, à des variations de température considérables. Bien que nous n'ayons pas de données rigoureuses, nous estimons que, pendant la nuit, la température approche 10° C., tandis que vers les 14 heures elle doit dépasser 60° C. Si donc les divisions de réduction de *Welwitschia* sont influencées par les variations de température, cette plante se trouvera dans des conditions très favorables pour la production de gamètes polyploïdes et, par conséquent, pour l'établissement de formes polyploïdes.

Étant donnés les phénomènes que nous avons rapportés à propos des tubes du sac embryonnaire et les conditions spéciales de température dans lesquelles *Welwitschia* se développe, nous avons pensé que les plantes normales diploïdes de cette espèce avaient toutes les conditions pour produire un nombre élevé de formes polyploïdes. En est-il ainsi dans la réalité?

2) *Welwitschia mirabilis* peut être considérée comme une plante dioïque, puisque l'ovule de la fleur mâle ne développe jamais de sac embryonnaire. Des hétérochromosomes ayant été identifiés dans presque toutes les plantes dioïques (voir CORRENS, 1928), il serait intéressant d'étudier cette espèce à ce point de vue.

## MATÉRIEL ET TECHNIQUE

Ayant reçu un paquet contenant quelques centaines de graines de *Welwitschia*, recueillies à Mossâmedes (Angola), M. le Prof. L. W. CARRISSO, Directeur de l'Institut Botanique, a aimablement mis toutes ces graines à notre disposition (1). Les graines ont été semées dans des pots contenant un sol sabloneux humide et mises dans la serre. Malheureusement, la plupart des graines n'ont pas germé et nous n'avons obtenu que 47 plantules (2).

Chacune de ces plantules nous a fourni le point végétatif de la racine principale, que nous avons utilisé dans nos recherches. Les préparations ont été obtenues par les trois techniques suivantes:

1. Fixation au liquide de La Cour 2BE et coloration au violet de gentiane;
2. Fixation au liquide de Navachine (modification de Bruun) et coloration au violet de gentiane;
3. «Kochmethode» de Heitz.

Toutes ces techniques nous ont donné satisfaction; cependant, la fixation au liquide de La Cour 2BE s'est révélée meilleure que celle au liquide de Navachine.

---

(1) Nous exprimons nos vifs remerciements à M. le Prof. L. W. CARRISSO pour le don de ce matériel qui a rendu possible le présent travail.

(2) Le nombre de plantules est trop petit pour résoudre le problème de la fréquence de la polyploïdie que nous avions envisagé. Étant donné que nous n'aurons pour le moment aucune chance d'obtenir davantage de matériel, nous nous sommes décidés à publier les résultats actuels, en attendant que l'avenir nous offre l'opportunité d'obtenir un matériel suffisant.

## OBSERVATIONS ET DISCUSSION

L'examen de nombreuses plaques équatoriales nous a montré que les exemplaires diploïdes de *Welwitschia mirabilis* possèdent 42 chromosomes somatiques (fig. 1 *a*, *b*, et photo. 1, Pl. I). Nos observations confirment donc le nombre

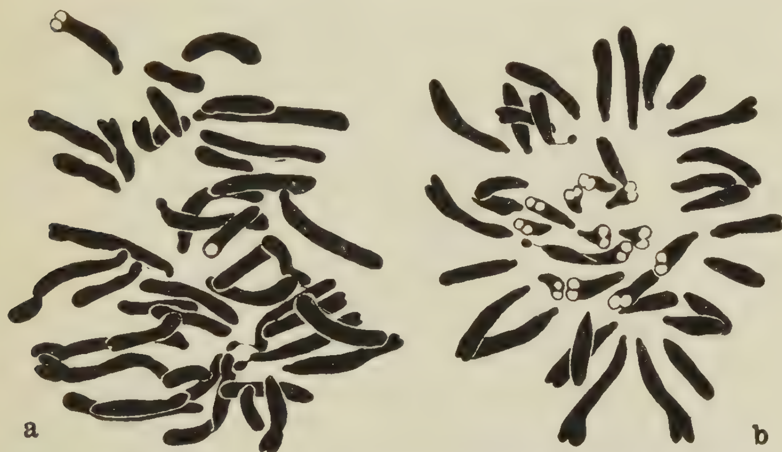



Fig. 1. — *a*, plaque équatoriale dans une cellule du méristème radiculaire. On compte 42 chromosomes dont: 14 longs, 18 moyens et 10 courts. Remarquer qu'il y a deux paires de chromosomes longs pourvus de constrictions acinétiques, localisées près de l'extrémité distale et que quelques chromosomes moyens et courts portent aussi de telles constrictions. Remarquer aussi l'existence d'une paire de chromosomes satellitifères; les éléments de cette paire sont morphologiquement semblables. Nous croyons donc que la plante qui a fourni cette plaque était femelle. Confronter avec la photo. 1, Pl. I. «Kochmethode» de Heitz. $\times$ 2200. *b*, plaque équatoriale dans une cellule du méristème radiculaire d'une plante que nous croyons mâle. Remarquer la morphologie des chromosomes et l'hétéromorphisme de la paire satellitifère. La Cour 2BE; violet de gentiane. $\times$ 3250.

établi par FLORIN (1932) et montrent que déjà PEARSON (1909) avait dessiné rigoureusement, dans sa fig. 5, Pl. 22, le nombre haploïde de cette espèce.

Au point de vue de la morphologie, tous les chromosomes sont céphalobrachiaux *(rod-shaped)* à constriction cinétique presque terminale. Les chromosomes deviennent

beaucoup moins épais vers l'extrémité proximale et montrent une tête minuscule à la base de laquelle doit être située la constriction cinétique (fig. 1 *a*, *b*). À l'anaphase, tous les chromosomes se présentent droits et tournent leurs extrémités proximales vers les pôles. Ce fait montre aussi que la constriction cinétique est localisée tout près de l'extrémité.

Il y a ainsi complète uniformité dans la position de la constriction cinétique, mais la même uniformité n'existe pas en ce qui concerne la taille, puisque nous rencontrons toutes les gradations entre chromosomes longs et chromosomes courts. Cependant, nous pourrons, un peu artificiellement il est vrai, distinguer trois catégories, ainsi partagées (fig. 1 *a*):

a) 14 chromosomes plus longs;
b) 18 chromosomes moyens;
c) 10 chromosomes plus courts.

En confrontant nos figures avec celles de FLORIN, on constate que, dans les nôtres, tous les chromosomes se présentent relativement plus allongés. Cette différence doit certainement être dûe au fait que nous n'avons pas employé le même fixateur et peut-être aussi à la différence de température à laquelle les fixations ont été faites. (Nos fixations ont été certainement exécutées à une température plus élevée).

Il y a, parmi les chromosomes longs, deux paires facilement reconnaissables, puisque leurs éléments présentent une constriction acinétique localisée près de l'extrémité distale (fig. 1 *a*). Quelques chromosomes courts et moyens présentent aussi une constriction acinétique médiane ou à peu près (fig. 1 *a*).

Comme la plupart des plantes, *Welwitschia* possède aussi une paire de chromosomes satellitifères. Ces chromosomes sont ceux qui élaborent les nucléoles; ainsi, au début de la télophase, chacun des noyaux-fils montre deux nucléoles (fig. 2 et photo. 4, Pl. I) qui peuvent se fusionner pendant les stades ultérieurs ou, plus rarement, rester séparés. La paire satellitifère étant la plus facile à identifier, elle a

tandis que l'autre est un chromosome court (figs. 1 *b* et 4 *a*, *b*). particulièrement retenu notre attention et elle nous a révélé un fait très intéressant: *il y a, chez* Welwitschia mirabilis, *deux types de plantes distinctes au point de vue de la constitution de cette paire.*

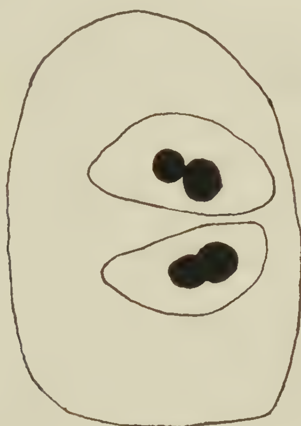


Fig. 2. — Télophase dans une cellule du méristème radiculaire d'une plante diploïde. On voit, dans chacun des noyaux-fils, deux nucléoles qui sont sur le point de se fusionner. Confronter avec la photo. 4, Pl. I. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 2200.

Le premier type est constitué par les plantes qui ont les deux éléments morphologiquement semblabes. Cette paire est donc homéomorphique et les deux éléments

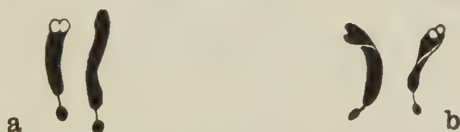



Fig. 3. — *a* et *b*, paires chromosomiques XX de deux plantes femelles. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250.

peuvent être classés dans la catégorie des chromosomes longs (figs. 1 *a* et 3 *a*, *b*).

Le deuxième type est constitué par les plantes chez qui cette paire est hétéromorphique: l'un des éléments étant un chromosome long morphologiquement semblable au chromosome que nous trouvons dans les plantes du premier type,

Comme nous avons étudié les plantes à l'état de germination, nous n'avons pas pu déterminer leur sexe. Cependant, étant donné que dans la plupart des plantes hétérophytiques la femelle est homogamétique et le mâle hétérogamétique, nous croyons que cette paire représente une paire

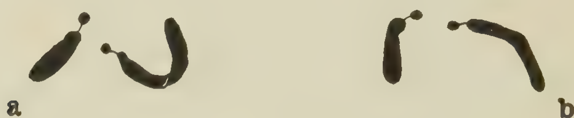



**Fig. 4. — *a*, chromosomes métaphasiques X et Y d'une plante mâle. *b*, la même paire à l'anaphase dans une autre plante. La Cour 2BE; violet de gentiane. × 3250.**

d'hétérochromosomes et que les plantes du premier type sont sans doute des femelles, tandis que celles du deuxième seront des mâles. Alors, par analogie avec quelques autres plantes dioïques et les animaux, les chromosomes satellitifères plus longs pourront être dénomés chromosomes X et le petit chromosome Y. La formule chromosomique des femelles et des mâles de *Welwitschia mirabilis* sera donc:

$$♀\ 40A + XX;\ ♂\ 40A + XY$$

S'il en est ainsi, nous pourrons dire que *Welwitschia mirabilis* possède une paire de chromosomes sexuels et qu'elle appartient, comme la plupart des plantes supérieures dioïques, au type *Drosophila*. Il faut également remarquer que les chromosomes sexuels sont ici, tout comme chez *Drosophila* (HEITZ, 1933 *a*, *b*), les chromosomes nucléolaires.

Si les chromosomes satellitifères représentent une paire d'hétérochromosomes, les deux types de plantes devront apparaître sensiblement dans la proportion 1:1. Malheureusement, nous n'avons pas pu étudier les 47 plantes, puisque l'analyse des plaques équatoriales de ce point de vue s'est montré fort difficile et nous n'avons réussi à observer les chromosomes satellitifères que dans un nombre restreint de plantules.

Les résultats obtenus laissent ainsi franchement entrevoir l'existence de chromosomes sexuels. Malheureusement, le manque de matériel nous a empêché d'étudier les divisions réductrices, qui nous auraient certainement permis de confirmer et élargir les résultats obtenus à présent par l'observation des chromosomes somatiques.

* * *

Parmi les 47 plantules étudiées, nous n'en avons trouvé qu'une seule (plante 10) ne possedant pas le nombre

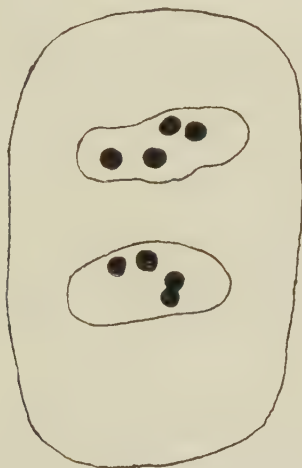


**Fig. 5. — Début de la télophase dans une cellule du méristème radiculaire de la plante tétraploïde; on voit quatre nucléoles dans chacun des noyaux-fils. La Cour 2BE; violet de gentiane. $\times$ 2200.**

chromosomique diploïde. Nous avons trouvé, dans les plaques équatoriales de cette plante, 84 chromosomes (photo. 3, Pl. I), ce qui nous a révélé qu'elle était tétraploïde. La tétraploïdie a été confirmée par l'observation du nombre de nucléoles des noyaux au début de la télophase: le nombre maximum que nous avons trouvé a été de 4 (fig. 5 et photos. 5 et 6, Pl. I), c'est à dire le double de celui qui nous apparaît dans les formes diploïdes.

Quant à la fréquence de la polyploïdie, nous ne pouvons

pas encore émettre de conclusions définitives, puisque le nombre des plantes étudiées est fort petit.

M. NAVACHINE (1926), étudiant 4000 individus de *Crepis tectorum*, a trouvé 5 plantes tétraploïdes, ce qui donne un pourcentage de 0,125 °/₀. En nous basant sur nos résultats actuels, il semble que la fréquence de la tétraploïdie soit bien plus élevée chez *Welwitschia mirabilis*, puisque nous avons obtenu un pourcentage de 2,127 °/₀, beaucoup plus grand que celui de *Crepis tectorum*.

Si nous admettons la réalité de ce pourcentage, nous pourrons dire que *Welwitschia* possède des conditions extraordinairement favorables à l'établissement de formes polyploïdes. Mais pourrons-nous considérer ce pourcentage comme réel? Seule l'étude d'un grand nombre d'individus pourrait répondre à cette question, puisque l'observation d'un grand nombre de plantes pourrait faire tomber le pourcentage que nous avons obtenu par l'examen de 47 plantes.

Etant donné que nous avons rencontré une plante tétraploïde, le problème qui se pose maintenant c'est de rechercher le procédé grâce à quoi cette plante a pris naissance. Nous pourrons envisager trois hypothèses:

1. Duplication somatique;
2. Fusion de deux gamètes diploïdes, engendrés au moyen d'anomalies dans les divisions réductrices, produites par les variations de température auxquelles *Welwitschia* se trouve soumise;
3. Fusion d'un gamète femelle triploïde (formé par la fusion de trois noyaux d'un tube du sac embryonnaire) avec un noyau mâle haploïde.

Quant à la première hypothèse, nous devons remarquer que la racine de la plante 10 était complètement tétraploïde, puisque nous n'avons pas réussi à observer de cellule diploïde. Si donc la plante a été engendrée par duplication somatique, ce phénomène aurait pu seulement avoir lieu dans la première division du zygote.

En soumettant les inflorescences femelles fécondées de *Zea mays* à une température de 43° C. pendant une demi-

-heure, justement au temps où a probablement lieu la première division du zygote, RANDOLPH (1932) [cité d'après SHARP (1934) et SAX (1936)] a obtenu des plantes tétraploïdes de cette espèce. Le même résultat a été acquis par DORSEY (1936) avec le blé et le seigle. Il semble donc, d'après ces expériences, que la duplication zygotique peut avoir lieu fréquement. Alors, étant données les conditions spéciales de température du milieu qu'entoure *Welwitschia*, la plante que nous avons trouvée pourrait peut-être avoir eu une telle origine.

Nous ne croyons pas que le deuxième procédé soit responsable de l'apparition de la tétraploïdie, pour la raison suivante: — En 1929, nous avons recueilli à Mossâmedes quelques inflorescences mâles de *Welwitschia*. Ces inflorescences ayant été conservées dans l'alcool à 95°, nous avons pu examiner les tétrades et le pollen de ces fleurs. Tout d'abord, nous avons constaté que les divisions réductrices suivent leur cours pendant les heures les plus chaudes du jour, puisque les inflorescences ramassées vers les 12 heures montraient tous les stades de ces divisions. Malgré cela, nous avons constaté que toutes les tétrades étaient normales (photo. 7, Pl. I) et que le pollen de toutes les inflorescences était bien conformé (photo. 8, Pl. I).

Ces faits montrent donc que les divisions de réduction chez *Welwitschia* ne doivent pas être influencées par les variations de température, puisque si ces divisions étaient anormales, nous devrions voir apparaître des tétrades anormales (monades, dyades, tryades, etc.) et des grains de pollen mal conformés. Cela n'étant pas, nous croyons que les divisions de réduction sont normales et, par conséquent, que la plante tétraploïde n'a pas été engendrée par le deuxième procédé.

Tout comme le premier, le troisième procédé, c'est à dire la fusion d'un noyau femelle triploïde avec un noyau mâle haploïde, nous semble aussi vraisemblable, peut-être même plus vraisemblable que le premier. Mais prendre parti entre les deux n'est pas possible.

## RÉSUMÉ ET CONCLUSIONS

Nos observations sur la caryologie de *Welwitschia mirabilis* peuvent être ainsi résumées:

1) Le nombre chromosomique diploïde de *Welwitschia* est de 42. Nos observations confirment donc les numérations de FLORIN (1932) et montrent que déjà PEARSON (1909) avait figuré correctement le nombre chromosomique haploïde.

2) Tous les chromosomes de *Welwitschia* sont du type céphalobrachial; cependant, la tête est minuscule et parfois très difficile à distinguer. Quelques chromosomes possèdent des constrictions acinétiques. Il n'y a pas d'uniformité dans la taille des chromosomes, toutes les gradations existant des chromosomes longs aux chromosomes courts.

3) Il y a, parmi les 42 chromosomes, une paire pourvue de satellites. Chez quelques plantes, cette paire est constituée par deux éléments longs morphologiquement semblables. Chez d'autres, elle se compose de deux éléments inégaux: un plus grand semblable à celui qui se trouve chez les plantes du premier type et un autre beaucoup plus petit. Nous croyons donc que la paire satellitifère correspond à une paire d'hétérochromosomes et que les plantes du premier type sont des femelles, tandis que celles du deuxième sont des mâles. La formule chromosomique de ces deux catégories de plantes sera donc:

$$♀\ 40A + XX;\ ♂\ 40A + XY.$$

4) Nous avons rencontré une plante tétraploïde parmi les 47 examinées. L'apparition d'une telle plante semble peut-être montrer que la polyploïdie est fréquente chez *Welwitschia*. Cependant, nous émettons cette opinion sous toute réserve, car le nombre de plantes examinées est fort petit.

5) Les divisions réductrices chez *Welwitschia* semblent avoir lieu d'une façon entièrement normale, malgré les variations considérables de température auxquelles les plan-

tes sont soumises dans leurs conditions naturelles. Pour cette raison, nous ne croyons pas que la plante tétraploïde trouvée ait été produite par la fusion de deux gamètes diploïdes, formés par suite d'anomalies dans les divisions de réduction.

Nous croyons plutôt qu'elle a été engendrée par l'un des deux procédés suivants:

a) duplication somatique pendant la première division du zygote;

b) fusion d'un noyau femelle triploïde, formé par la fusion de trois noyaux d'un tube du sac embryonnaire, avec un noyau mâle haploïde.

Il n'est pas possible, dans l'état de nos connaissances, de décider entre ces deux procédés.

## BIBLIOGRAPHIE


BELLING, J. 1925. The origin of chromosomal mutations in *Uvularia*. *Jour. Genet.*, **15**, 245-266.

BORGENSTAM, E. 1922. Zur Zytologie der Gattung *Syringa* nebst Erörterungen über den Einfluss äusserer Faktoren auf die Kernteilungsvorgänge. *Ark. f. Bot.* **17**.

CÂMARA, A. S. DA. 1935. Efeitos das temperaturas elevadas sôbre os cromosomas meióticos do *Aloe arborescens* L. *Revista Agronómica*, **23**, 280-318.

—— 1936. Elementos para o estudo da indução de poliploides no trigo. *Anais do Instituto Superior de Agronomia*, **7**, 214-233.

CORRENS, C. 1928. Bestimmung, Vererbung und Verteilung des Geschlechtes bei den höheren Pflanzen. *Handbuch der Vererbungwis.*, **2** C, 1-138.

DORSEY, E. 1936. Induced polyploidy in wheat and rye. *Jour. Hered.*, **27**, 155-160.

FLORIN, R. 1932. Die Chromosomenzahlen bei *Welwitschia* und einigen *Ephedra*--Arten. *Svensk. Bot. Tidskr.*, **26**, 205-214.

HAGERUP, O. 1927. *Empetrum hermaphroditum* (Lge.) Hagerup a new tetraploid bisexual species. *Dansk. Bot. Arkiv*, **5**, 1-17.

—— 1932. Über Polyploidie in Beziehung zu Klima, Ökologie und Phylogenie. Chromosomenzahlen aus Timbuktu. *Hereditas*, **16**, 19-40.

—— 1933. Studies in polyploid ecotypes in *Vaccinium uliginosum* L. *Hereditas*, **18**, 122-128.

HEILBORN, O. 1930. Temperatur und Chromosomenkonjugation. *Sv. Bot. Tidskr.*, **24**, 12-25.

HEITZ, E. 1933a. Über totale und partielle somatische Heteropyknose, sowie strukturelle Geschlechtschromosomen bei *Drosophila funebris*. (Cytologische

Untersuchungen an Dipteren II). *Zeits. Zellforsch. mikros. Anat.*, **19**, 720-742.

HEITZ, E. 1933b. Die somatische Heteropyknose bei *Drosophila melanogaster* und ihre genetische Bedeutung. (Cytologische Untersuchungen an Dipteren III). *Zeits. Zellforsch. mikros. Anat.*, **20**, 237-287.

MICHAELIS, P. 1926. Über den Einfluss der kälte auf die Reduktionsteilung von *Epilobium*. *Planta*, **1**.

—— 1928. Über die experimentelle Erzeugung heteroploider Pflanzen bei *Epilobium* und *Oenothera*. *Biol. Zentralbl.*, **48**, 370-374.

MOL, W. E. DE. 1921. On the influence of circunstances of culture on the habitus and partial sterility of the pollen grains of *Hyacinthus orientalis*. *Kon. Ak. van Wetensch., Proc.*, **23**.

—— 1923. Duplication of generative nuclei by means of physiological stimuli and its significance. *Genetica*, **5**, 225-272.

—— 1929. The originating of diploid and tetraploid pollen grains in Duc van Thol-Tulips *(Tulipa suaveolens)* dependent on the method of culture applied. *Genetica*, **11**, 119-212.

—— 1933. Die Entstehungsweise anormaler Pollenkörner bei Hyazinthen, Tulpen und Narzissen. *Cytologia*, **5**, 31-65.

—— 1934a. Näheres über das Vorfinden nebst dem experimentellen Hervorrufen mehrchromosomiger und embryosackartiger Pollenkörner bei diploiden und heteroploiden holländischen Hyazinthenvarietaten. *Cytologia*, **5**, 204-229.

—— 1934b. Drei aufeinanderfolgende Jhare der Mutation und Modifikation bei Hyazinthen, nach kalten Aufbewahren während des Zellteilungsprozesses zur Blütenbildung. *La Cellule*, **43**, 131-146.

—— 1936. Untersuchungen über den Einfluss der Temperatur auf das Entstehen von Modifikationen und Mutationen bei niederländischen Hyazinthenvarietäten. *Die Gartenbauwissenschaft*, **10**, 184-214.

NAVACHINE, M. 1926. Variabilität des Zelklerns bei *Crepis*-Arten in bezug auf die Artbildung. *Zeits. Zellsforsch. mikros. Anat.*, **4**, 171-215.

PEARSON, H. H. W. 1906. Some observations on *Welwitschia mirabilis* Hooker f. *Phil. Trans. R. Soc. London*, Ser. B, **198**, 265-304.

—— 1909. Further observations on *Welwitschia*. *Phil. Trans. R. Soc. London*, Ser. B, **200**, 331-402.

—— 1929. *Gnetales*, Cambridge.

SAKAMURA, T. 1916. Über die Beeinflussung der Zell-und Kernteilung durch die Chloralisiering mit besonderer Rücksicht auf das Verhalten der Chromosomen. *Bot. Mag. Tokyo*, **30**.

SAX, K. 1935. The effect of temperature on nuclear diferentiation in microspore development. *Jour. Arnold Arboretum*, **16**, 301-310.

—— 1936. The experimental production of polyploidy. *Jour. Arnold. Arboretum*, **17**, 153-159.

SHARP, L. W. 1934. *Introduction to cytology*. McGraw-Hill book Company, Inc. New York and London.

STOW, I. 1927. A cytological study on pollen sterility in *Solanum tuberosum* L. *Jap. Journ. Bot.*, **3**.

# EXPLICATION DE LA PLANCHE

## PLANCHE I

Photo. 1.—Microphotographie de la plaque équatoriale représentée dans la fig. 1a. «Kochmethode» de Heitz.

Photo. 2.—Plaque équatoriale dans une cellule du méristème radiculaire d'une plante mâle. La flèche indique le chromosome Y. La Cour 2BE; violet de gentiane.

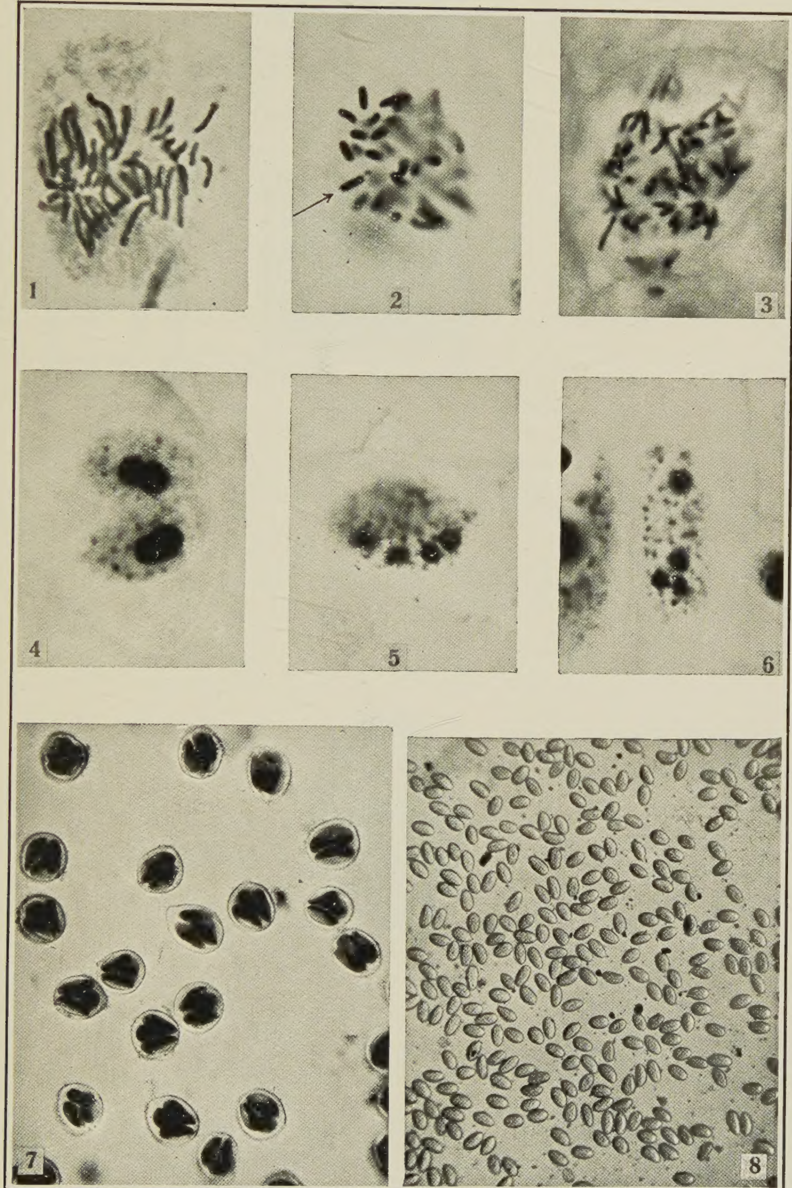
Photo. 3.—Plaque équatoriale dans une cellule du méristème radiculaire de la plante tétraploïde (plante 10). La Cour 2BE; violet de gentiane.

Photo. 4.—Microphotographie de la télophase représentée schématiquement dans la fig. 2. On voit, dans chacun des noyaux-fils, deux nucléoles qui sont sur le point de se fusionner. La Cour 2BE; violet de gentiane.

Photos. 5 et 6.—Noyaux télophasiques de cellules du méristème radiculaire de la plante tétraploïde. On voit, assez nettement, quatre nucléoles. La Cour 2BE; violet de gentiane.

Photo. 7.—Tétrades polliniques de fleurs conservées dans l'alcool à 95° depuis 1929. On peut remarquer, malgré la mauvaise fixation, que toutes les tétrades sont normales. Carmin-acétique.

Photo. 8.—Grains de pollen de fleurs conservées dans l'alcool à 95° depuis 1929. On peut remarquer que tous les grains sont bien conformés. Carmin--acétique.


1
2
3
4
5
6
7
8